

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PIAUÍ
CAMPUS PROF^a CINOBELINA ELVAS
PROGRAMA PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA
MESTRADO EM FITOTECNIA

**PADRÃO DE OVIPOSIÇÃO E EFEITO DA TEMPERATURA
SOBRE A BIOLOGIA DE *Diadiplosis multifila* (DIPTERA:
CECIDOMYIIDAE) EM *Planococcus citri* (HEMIPTERA:
PSEUDOCOCCIDAE)**

ALEXANDRE MARTINS DOS SANTOS

BOM JESUS-PI

2016

**PADRÃO DE OVIPOSIÇÃO E EFEITO DA TEMPERATURA
SOBRE A BIOLOGIA DE *Diadiplosis multifila* (DIPTERA:
CECIDOMYIIDAE) EM *Planococcus citri* (HEMIPTERA:
PSEUDOCOCCIDAE)**

ALEXANDRE MARTINS DOS SANTOS

Engenheiro Agrônomo

Orientador: PROF. DR. JOSÉ EUDES DE MORAIS OLIVEIRA

Dissertação apresentada ao programa de Pós-Graduação em Agronomia-Fitotecnia da Universidade Federal do Piauí-UFPI, para obtenção do título de Mestre em Agronomia Área de concentração (Fitotecnia).

BOM JESUS-PI

2016

FICHA CATALOGRÁFICA

Serviço de Processamento Técnico da Universidade Federal do Piauí
Biblioteca Setorial Campus Professora Cinobelina Elvas

S237b Santos, Alexandre Martins dos

Padrão de oviposição e efeito da temperatura sobre a biologia de *Diadiplosis multifila*
(Diptera: Cecidomyiidae) em *Planococcus citri* (Hemiptera: Pseudococcidae). /
Alexandre Martins dos Santos. – 2016.

50f.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal do Piauí, Campus
Professora Cinobelina Elvas. Programa de Pós-Graduação em Agronomia-
Fitotecnia, 2016.

Orientador: “Prof. Dr. José Eudes de Moraes Oliveira”.

1. Cochonilha - farinhenta. 2. Controle biológico. 3. Predador. 4.
Oviposição. 5. Submédio do Vale do São Francisco. I. Título.

CDD 634.82

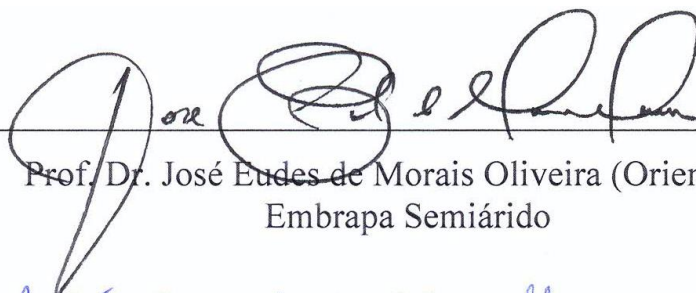
**PADRÃO DE OVIPOSIÇÃO E EFEITO DA TEMPERATURA
SOBRE A BIOLOGIA DE *Diadiplosis multifila* (DIPTERA:
CECIDOMYIIDAE) EM *Planococcus citri* (HEMIPTERA:
PSEUDOCOCCIDAE)**

POR

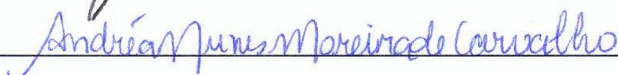
ALEXANDRE MARTINS DOS SANTOS

Dissertação apresentada como parte dos requisitos exigidos para obtenção do título de
MESTRE EM AGRONOMIA Área de Concentração (Fitotecnia)

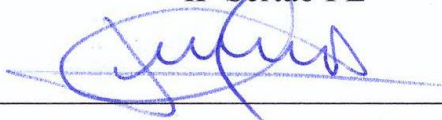
Aprovado em: 21 / 03 / 2016



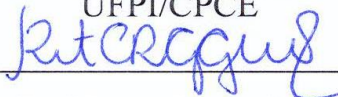
Prof. Dr. José Eudes de Moraes Oliveira (Orientador)
Embrapa Semiárido



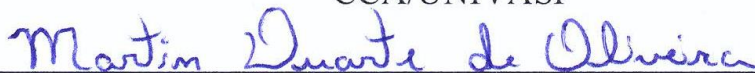
Prof.ª Dr.ª Andréa Nunes Moreira de Carvalho (Co-orientadora)
IF Sertão PE



Prof.ª Dr.ª Luciana Barbosa Silva (Examinadora)
UFPI/CPCE



Prof.ª Dr.ª Rita de Cássia Rodrigues Gonçalves Gervásio (Examinadora)
CCA/UNIVASF



Dr. Martin Duarte de Oliveira (Examinador)
DCR/EMBRAPA SEMIÁRIDO/CNPq/FACEPE

Aos meus pais, Raimundo Dias dos Santos (*in memoriam*) e Francisca Martins dos Santos, aos meus irmãos pelo amor imenso, incondicional, pelos incentivos e por acreditarem em mim.

DEDICO

AGRADECIMENTO

A Deus, pela fé que me permitiu atingir esse objetivo, dando-me muita coragem e entusiasmo para superar todas as barreiras.

Aos meus pais, Raimundo Dias dos Santos e Francisca Martins dos Santos, pelo amor e carinho e pelos ensinamentos sempre oferecidos durante toda minha vida, por sempre batalharem por mim, por me dar força e me acolherem quando eu precisava.

À minha amada FAMÍLIA, pelo cuidado nos momentos de tristeza e pela paz que motiva ir além. Esta família que Deus sempre abençoará com saúde e grandes conquistas, pois todos lutam pelo que é justo, moral, digno e pelo amor e perseverança, obrigado, amo vocês.

Meu agradecimento especial ao Prof. Dr. José Eudes de Moraes Oliveira, acima de tudo um grande amigo. Obrigado pela orientação acadêmica, ensinamentos, amizade, compreensão, paciência e simplicidade com que me acompanhou durante toda a realização deste trabalho e por ajudar-me a ser um profissional, mostrando o verdadeiro significado da atividade docente, sempre com a maior paciência e acreditando que eu seria capaz desta realização. Levarei para sempre comigo seus ensinamentos, seus conselhos enfim, tudo que pude aprender durante estes dois anos de convivência.

A minha co-orientadora Andréa Nunes Moreira de Carvalho, pelos ensinamentos, paciência, amizade, motivação e pelos exemplos de dedicação e profissionalismo, pela atenção prestada todas as vezes que necessitei, meu muito obrigado.

À Universidade Federal do Piauí, pela realização de um sonho e pela oportunidade de me tornar Mestre em Agronomia-Fitotecnia, nessa instituição pude viver momentos inesquecíveis que sempre estarão presentes na minha memória.

A todos os professores que fazem parte do Programa de Pós-graduação em Agronomia-Fitotecnia do Campus Professora Cinobelina Elvas, em especial aqueles que deram sua parcela de contribuição, ensinamento e incentivo contribuindo diretamente para minha qualificação profissional e formação humana.

A CAPES pela concessão no apoio financeiro ao longo do curso.

A Embrapa Semiárido, pela infraestrutura disponibilizada para a execução do projeto.

Aos amigos e companheiros de curso Adaniel Sousa dos Santos, Gabriel dos Santos Carvalho, Farley Silva Santana, Tarciana Silva dos Santos, Erivan dos Santos Sousa, Joana D'arc Mendes Vieira, Vilmar Bueno dos Santos, Carla Michelle da Silva e Glauciany Soares Lopes Batista, muito obrigado pela amizade.

A equipe do Laboratório de Entomologia da Embrapa Semiárido pelo apoio, convivência e amizade, em especial Adriana Souza, Maria Herlândia, Fabiana Soares Cariri, Carla Patrícia de Oliveira, Geisa Mayana, Martin Duarte, Karen Oliveira, Sônia Poncio, Carlos, Sr. Gedinha, Victor e Diniz, que muito contribuíram na realização deste trabalho, que também presenciaram os momentos difíceis e alegres dessa fase, sempre com grande carinho, um grande abraço.

Em especial a Martin Duarte e Fabiana Cariri, quero dizer meu muito obrigado, pois vocês foram à peça fundamental para que a execução dos experimentos fosse concluída, sempre dispostos a me ajudar independentemente de horário, não se importando se era final de semana ou feriado, nunca disse não quando precisei por isso meus sinceros agradecimentos.

A todos que, de alguma forma, contribuíram para a realização deste trabalho.

Vocês fazem parte do livro da minha vida.

Muito obrigado!!!

SUMÁRIO

	Pag.
Resumo.....	i
Abstract.....	ii
Lista de Tabelas.....	iii
Lista de Figuras.....	iv
1. INTRODUÇÃO.....	1
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	3
2.1 A vitivinicultura.....	3
2.2. Importância econômica da vitivinicultura no Brasil.....	4
2.3. Importância econômica da vitivinicultura no Vale do Submédio São Francisco.....	5
2.4. Morfologia e ciclo de vida de <i>Planococcus citri</i>	6
2.5. Importância econômica de <i>Planococcus citri</i>	8
2.6. Dípteros predadores como agente de controle biológico.....	9
2.7. Cecidomyiídeos predadores de cochonilhas-farinhentas.....	11
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	13
3.1. Criação de <i>Planococcus citri</i> (Risso, 1813) (Hemiptera: Pseudococcidae).....	13
3.2. Criação de <i>Diadiplosis multifila</i> (Felt, 1907) (Diptera: Cecidomyiidae).....	14
3.3. Padrão de oviposição de <i>Diadiplosis multifila</i>	15
3.4. Biologia de <i>Diadiplosis multifila</i> em diferentes temperaturas.....	16
3.5. Análise Estatística.....	17
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	18
5. CONCLUSÕES.....	27
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	28

RESUMO

Santos, Alexandre Martins, Universidade Federal do Piauí, Março de 2016. **Padrão de oviposição e efeito da temperatura sobre a biologia de *Diadiplosis multifila* (Diptera: Cecidomyiidae) em *Planococcus citri* (Hemiptera: Pseudococcidae)**¹. Orientador: Prof. Dr. José Eudes de Moraes Oliveira.

A mosca *Diadiplosis multifila* (Diptera: Cecidomyiidae) foi recentemente encontrada, em parreirais na região do Submédio do Vale São Francisco, alimentando-se de ovos da cochonilha *Planococcus citri* (Hemiptera: Pseudococcidae), praga importante da cultura da videira. Assim, este trabalho teve como objetivo estudar a biologia de *D. multifila* em *P. citri* sob temperaturas constantes, bem como determinar seu padrão de oviposição. Para conhecer o padrão de oviposição, cinco fêmeas e cinco machos de *D. multifila* foram liberados em potes de plásticos com fundo de papel filtro (substrato), contendo 1, 5 e 10 cochonilhas com ovissaco. Após os adultos ficarem confinados por 24h, foram averiguados o número de ovos e o local das posturas. Os aspectos biológicos de *D. multifila* ao se alimentar de ovos de *P. citri* foram estudados sob temperaturas constantes de 22, 25, 28 e 31°C, UR (60±10%) e fotoperíodo (12L:12E). Assim, foram avaliados o período embrionário, fertilidade, período de desenvolvimento e sobrevivência de larva e pupa, bem como a longevidade, número médio de ovos por fêmea e razão sexual. As fêmeas de *D. multifila* depositaram ovos sobre ou dentro de ovissacos. Realizaram em média, 5%, 28% e 36% das posturas, em potes contendo 1, 5 e 10 cochonilhas, respectivamente. *D. multifila* completou seu ciclo em todas as temperaturas, exceto a 31°C. A duração do período embrionário, das fases de larva e pupa, bem como o ciclo total de *D. multifila* diminuiu significativamente com o aumento da temperatura. A duração do período embrionário variou de 4 a 7 dias. O período larval foi mais longo na temperatura de 22°C (8,6 dias) e menor na de 28°C (6,4 dias). O período de pupa apresentou durações de 12,9, 10,4 e 8,2 dias para as temperaturas de 22, 25 e 28°C, respectivamente. A viabilidade média da fase larval foi de 97% e a do período de pupa de 83%. O ciclo total (ovo-adulto) foi de 16,7 (28°C), 20 (25°C) e 27 (22°C) dias. Machos e fêmeas vivem em média dois dias, ocorrendo a cópula logo após a emergência. A fecundidade de *D. multifila* apresentou uma redução com aumento da temperatura. As fêmeas produziram em média 34, 25 e 19 ovos nas temperaturas de 22, 25 e 28°C, respectivamente. A razão sexual da prole de *D. multifila* variou de 0,46 a 0,54. Este trabalho contribui para o conhecimento dos aspectos biológicos de um agente de controle de *P. citri* registrado na região semiárida do nordeste brasileiro.

Palavras chave: Cochonilha-farinhenta, controle biológico, predador, oviposição, Submédio do Vale São Francisco.

¹ Dissertação de Mestrado em Agronomia-Fitotecnia, CAPES, Universidade Federal do Piauí. Bom Jesus-PI, (50p.) - 2016.

ABSTRACT

Santos, Alexandre Martins, Federal University of Piauí, March 2016. **Oviposition pattern and effect of temperature on the biology of *Diadiplosis multifila* (Diptera: Cecidomyiidae) in *Planococcus citri* (Hemiptera: Pseudococcidae)**. Professor: Prof. Dr. José Eudes de Oliveira Morais.

The fly *Diadiplosis multifila* (Diptera: Cecidomyiidae) was recently found in the vineyards in the region of the Medium São Francisco Valley feeding on eggs of mealybug *Planococcus citri* (Hemiptera: Pseudococcidae), important culture of the vine pest. Thus, the aim of this work was to study the biology of *D. multifila* in *P. citri* under constant temperatures and to determine their oviposition pattern. To verify the oviposition, five females and five males *D. multifila* were released in plastic pots with paper filter bottom (substrate), containing 1, 5 and 10 mealybugs with egg sac. After the adults to stay confined by 24h, were determined the number of eggs and the posture sites. The biological aspects of *D. multifila* to feed on eggs of *P. citri* were studied under constant temperatures of 22, 25, 28 and 31 C, UR (60 ± 10%) and photoperiod (12L:12E). So, were evaluated the embryonic period, fertility, period of development and survival of larvae and pupae, as well as the longevity, average number of eggs per female and sex ratio. The females of *D. multifila* deposited eggs on or within ovissacos. In pots containing 1, 5 and 10 scales occurred 5%, 28% and 36% of the postures, respectively. *D. multifila* completed his cycle in all temperatures, except 31 C. The embryonic period, larval and pupal phases, as well as the total cycle of *D. multifila* decreased significantly with increasing of temperature. The embryonic period ranged from 4 to 7 days. The larval period was longer at the temperature of 22 C (8,6 days) and shortest at the 28 C (6,4 days). The pupal period was 12,9, 10,4 and 8,2 days for the temperatures of 22, 25 and 28 C, respectively. The average viability larval was 97% and the average viability pupal was 83%. The total cycle (egg-adult) was 16,7 (28 C), 20 (25 C) and 27 (22 C) days. Males and females live about two days, occurring copulation immediately after emergency. The fecundity of *D. multifila* decreased with increasing of temperature. The average number of eggs produced by single female was 34, 25 and 19 eggs at temperature of 22, 25 and 28 C, respectively. The sex ratio of offspring of *D. multifila* ranged from 0,46 to 0,54. This work contributes to knowledge of biological aspects of control agent of *P. citri* registered in the semiarid region of northeastern Brazil.

Key words: Mealybug, biological control, predator, oviposition, submeddle São Francisco river valley.

LISTA DE TABELAS

	Pag.
Tabela 1. Duração (dias) das fases embrionária, de larva e pupa, bem como do ciclo total (ovo-adulto) de <i>Diadiplosis multifila</i> criada em <i>Planococcus citri</i> nas temperaturas de 22, 25, 28°C. Laboratório de Entomologia da Embrapa Semiárido, Petrolina, PE.....	20
Tabela 2. Viabilidade (%) de ovo, larva (por dia específico após a eclosão) e da fase de pupa de <i>Diadiplosis multifila</i> criada em <i>Planococcus citri</i> nas temperaturas de 22, 25 e 28°C. Laboratório de Entomologia da Embrapa Semiárido, Petrolina, PE.....	21
Tabela 3. Longevidade (média \pm EP), fecundidade e razão sexual de <i>Diadiplosis multifila</i> criada em <i>Planococcus citri</i> nas temperaturas de 22, 25 e 28°C. Laboratório de Entomologia da Embrapa Semiárido, Petrolina, PE.....	24

LISTA DE FIGURAS

	Pag.
<p>Figura 1. Abóboras (<i>Curcubita maxima</i>) infestadas por <i>Planococcus citri</i> em estantes (A). Abóbora infestada por <i>Planococcus citri</i> contendo todas as fases de desenvolvimento (B).....</p>	14
<p>Figura 2. Gaiolas de madeira utilizadas para criação de <i>Diadiplosis multifila</i> (A). Aspirador entomológico contendo adultos de <i>Diadiplosis multifila</i> para serem liberados nas gaiolas com abóboras infestadas por <i>Planococcus citri</i> (B).....</p>	15
<p>Figura 3. Frequência média (%) de ovos de <i>Diadiplosis multifila</i> depositados sob ovissacos e substrato. Avaliação após a liberação de fêmeas em pontes com fundo forrado com papel filtro (substrato), contendo três densidades de cochonilhas com ovissacos (1, 5 e 10). Diferenças significativas analisadas pelo teste Qui-quadrado ao nível de 5% de probabilidade.....</p>	18
<p>Figura 4. Taxa de oviposição de <i>D. multifila</i> em função de três densidades de cochonilhas com ovissacos (1, 5 e 10). ($F=21.85$; $P<0,0001$; $r^2=0,4384$; $Y=3,34179 + 5.13129x$.....</p>	19

1. INTRODUÇÃO

O Submédio do Vale do São Francisco, onde está localizado o maior polo de fruticultura irrigada do Brasil, (LEITE; ALVES, 2010; DNOCS, 2013; LEÃO; MOUTINHO, 2014), tem como destaque a vitivinicultura, que no cenário nacional é responsável pela produção de aproximadamente 95% da uva de mesa e 15% dos vinhos finos (ZANINI; ROCHA, 2010; MAPA, 2013). Contudo, nesta região o cultivo da videira vem sofrendo ao longo dos anos, perdas na qualidade e quantidade da produção em função de problemas de ordem fitossanitária, como o ataque da cochonilha *Planococcus citri* (Risso,1813) (Hemiptera: Pseudococcidae) (SILVA, et al., 2010). Esta cochonilha encontra-se geralmente nas raízes, e no caule sob a casca, tronco, folhas, ramos. Porém a presença de apenas um indivíduo nos cachos, pode comprometer a exportação de uva aos países que a consideram como quarentenária (MORANDI FILHO et al., 2009).

P. citri é considerada praga importante em diversas plantas cultivadas como: abacaxizeiro, algodoeiro, bananeira, cafeeiro, cana-de-açúcar, carambola, citros, coqueiro, figueira, goiabeira, mangueira, macadâmia e videira (CORREA et al., 2008; MORANDI FILHO et al., 2008; GOLDASTEH et al., 2009; SILVA, 2011; SOUZA et al., 2012). *P. citri* é um inseto sugador, que apresenta o corpo recoberto por uma secreção cerosa branca (RIPA; RODRIGUEZ, 1999; SANTA-CECILIA et al., 2007; CICHON; GARRIDO; FERNANDEZ, 2009). Em altas infestações, as cochonilhas ao se alimentarem da seiva podem causar danos diretos, debilitando a planta e ocasionando a queda das folhas e frutos (DAANE et al., 2008). Além disso, ao excretarem a substância açucarada conhecida como *honeydew*, esta pode propiciar o desenvolvimento da fumagina (*Capnodium* sp.) acarretando a redução da fotossíntese e quando presente no fruto, *P. citri* também pode levar ao seu descarte. Ainda, estas cochonilhas podem atuar como vetores de vírus (FLAHERTY et al., 1992; GRAVENA, 2003, CID et al., 2007; BERTIN et al., 2010).

Para o controle desta praga em algumas regiões, são utilizados inseticidas fosforados, que além de apresentarem elevada toxicidade, possui um grande período de carência e são poucos seletivos aos inimigos naturais (BOTTON et al., 2007). Atualmente, há uma preocupação em produzir alimentos utilizando menos agrotóxicos, visando à redução de impactos na saúde humana e meio ambiente (ZAGATI;

PAGLIUCA, 2014). Por esta razão, a utilização na agricultura de inimigos naturais e produtos biológicos para o controle de pragas está em franca expansão no país. Na cultura da videira um dos grandes entraves no controle de *P. citri* ocorre quando cochonilhas estão presentes nos cachos, pois a utilização de agrotóxico, na maioria das vezes, torna-se inviável pelo risco de conter nas uvas resíduos químicos acima do limite permitido. Desta maneira, principalmente na fase de frutificação, o método de controle biológico poderia assumir um papel importante no manejo dessa praga.

Diversos inimigos naturais da cochonilha-dos-citros são registrados, dentre eles: 25 espécies de parasitoides e 33 de predadores incluindo nestes insetos e ácaros (CPC, 2015). Em relação aos insetos predadores, são registradas 18, 7 e 5 espécies para as ordens Coleóptera, Neuroptera e Diptera, respectivamente. Nesta última, são relatadas as espécies *Coccidiplosis coffeae* (Barnes, 1939) (Cecidomyiidae), *Coccidiplosis smithi* (Felt, 1915) (Cecidomyiidae), *Diadiplosis hirticornis* Felt, 1915 (Cecidomyiidae), *Domomyza perspicax* (Knab, 1914) (Drosophilidae) e *Triommata coccidivora* (Felt, 1914) (Cecidomyiidae) (CPC, 2015).

Algumas famílias da ordem Diptera, como Asilidae, Chamaemyiidae, Dolichopodidae, Syrphidae e Cecidomyiidae possuem representantes que atuam como agentes de controle de pragas (PARRA et al., 2002; SILVA et al., 2013). Contudo, no controle biológico aplicado é pouco frequente a utilização de dípteros. Como exemplo, podemos citar os cecidomídeos *Aphidoletes aphidimyza* Rondani e *Feltiella acarisuga* (Vallot) que são eficientes predadores, atualmente comercializados na América do Norte e na Europa para o controle de pulgão (Hemiptera: Aphididae) e ácaro (Acari: Tetranychidae), respectivamente, em ambiente protegido (JANDRIC et al., 2013).

Recentemente, no Submédio do Vale do São Francisco, em cultivos de videira, a espécie *Diadiplosis multifila* (Diptera: Cecidomyiidae) foi registrada em colônias de *P. citri* em cachos de uva (OLIVEIRA, et al., 2013). Este díptero foi relatado na América do Sul, Caribe e Fiji (HARRIS, 1997) entretanto, pouco se conhece deste predador. Assim, é de grande importância conhecer a bioecologia, bem como o potencial de *D. multifila* como agente de controle de *P. citri*, visando a implantação de um programa de controle biológico aplicado. Este trabalho tem como objetivo estudar a biologia de *D. multifila* em *P. citri* sob temperaturas constantes, bem como determinar seu padrão de oviposição em função de diferentes densidades da cochonilha.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 A vitivinicultura

A videira (*Vitis* spp.), pertence à classe dicotiledônea, ordem Ramnales, filo Terenbitales, família Vitaceae e gênero *Vitis*. É uma planta lenhosa, de porte arbustivo e trepadeira, composta de gavinhas, originária da Ásia. Suas folhas são alternas e pecioladas, e as flores são pequenas e de cor branco-esverdeada. Os frutos são bagas agrupadas em cachos, de coloração variada, podendo conter de duas a três sementes (GOMES, 2007; PEREIRA; GAMEIRO, 2008; LEÃO et al., 2009).

O gênero *Vitis* é considerado o principal representante da família Vitaceae, por incluir espécies de importância econômica e social, das quais se destacam: *V. vinifera*, e *V. labrusca* de origem europeia e americana, respectivamente (SOUZA, 2013). Os frutos dessas espécies são consumidos *in natura* ou utilizados como matéria prima para a produção de sucos, vinhos, uvas passas, geleias, etc. (LEÃO et al., 2009).

A videira é cultivada desde o início da domesticação de plantas e animais há cerca de 11.000 anos, numa área considerada como Crescente fértil do Mediterrâneo Oriental, em solos que hoje constituem Líbano, Síria, Turquia, Irã, Jordânia, Iraque e Israel (ISHIMOTO, 2008). O cultivo da videira foi difundido por toda a costa mediterrânea, sendo selecionadas diversas variedades de *Vitis*. Aquelas que possuíam maior capacidade de adaptação se espalharam pelo mundo, enquanto outras, permanecerem em suas regiões de origem (GUERRA et al., 2009).

Vitis apresenta uma grande adaptabilidade a vários tipos de solos e climas, o que possibilita o cultivo de cerca de mais de 10 mil variedades, em quase todas as regiões do mundo (QUEIROZ-VOLTAN e PIRES, 2003). Embora a videira seja amplamente cultivada, seus frutos são bastante sensíveis e variam de acordo com as condições edafoclimáticas onde se desenvolvem, apresentando características diferenciadas como sabor, acidez, doçura, formato, coloração, resistência da casca, tamanho, quantidade de sementes e formato de cachos (QUEIROZ-VOLTAN e PIRES, 2003).

A espécie *V. vinifera* é a mais cultivada no mundo, apresentando várias cultivares, tanto de uvas destinadas à produção de vinho, quanto de uvas para o consumo *in natura* (SOUZA, 2013). Acredita-se, que a introdução da espécie *V. vinifera* no continente americano, foi realizada pelos espanhóis em áreas correspondentes ao México e aos estados da Califórnia e Arizona, nos Estados Unidos. No Brasil sua introdução ocorreu em 1532, por Martin Afonso de Souza, pelo transporte de videiras portuguesas para então capitania de São Vicente, atualmente correspondente ao estado de São Paulo (IBRAVIM, 2010). A partir daí, com introduções posteriores, a viticultura expandiu-se para outras regiões do país (PROTAS, 2008).

2.2 Importância econômica da vitivinicultura no Brasil

A vitivinicultura no Brasil, ocupa uma área plantada de aproximadamente 79.000 hectares e a região Sul é a maior produtora de uva do país, cuja produção é destinada à elaboração de vinhos, suco e licor. Sudeste e Nordeste são outras regiões produtoras de uva o, que dividem sua produção entre a industrialização e o consumo *in natura*, havendo uma maior predominância no cultivo de uvas de mesa (OLIVEIRA FILHO, 2011; AGRIANUAL, 2013; ANUARIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA 2016).

O Brasil produz aproximadamente em torno de 1.400 mil toneladas de uva, ocorrendo no ano de 2014 um aumento de 1,64% na produção nacional de uvas (MELLO, 2013; MELLO, 2015). Em 2014, cerca de 673.422 milhões de quilos de uvas representando 46,89% da produção nacional, foi destinada ao processamento (vinho, suco e derivados). O restante da produção (53,11%) foi destinado ao consumo *in natura* (MELLO, 2015). Nesse mesmo ano, as importações mostraram aumento de 8,96%, as exportações tiveram fraco desempenho, com redução de 35,84% em valor. Já os preços médios adquiridos pelas exportações de uvas (U\$ 2,36/kg), foram superiores aos pagos pela importação (U\$ 1,85/kg). Em relação aos vinhos e espumantes, os preços médios pagos pela importação foram superiores aos recebidos pelas exportações (MELLO, 2015). O cultivo da videira no País, representa uma parcela econômica e social importante na fruticultura brasileira, movimentando cerca de R\$ 2,5 bilhões/ano e

gerando cinco empregos/ha, um dos maiores índices do setor da fruticultura (CAMARGO et al., 2011).

No Brasil a vitivinicultura apresenta uma grande diversidade e finalidade, que se deve não apenas a quantidade de cultivares, material genético e produtos derivados da uva, mas também, a localização geográfica das regiões produtoras. A viticultura ocorre em três regiões: I) temperadas, onde apresenta um período de repouso hibernar definido; II) subtropicais, na qual a videira é cultivada, geralmente, com dois ciclos anuais sem resposta a um período de temperaturas mais baixas que pode propiciar a ocorrência de geadas; III) e tropicais onde são realizadas podas sucessivas, apresentando dois e meio a três ciclos vegetativos por ano (CAMARGO et al., 2011). Dentro da região tropical brasileira, encontra-se o Vale do Submédio do São Francisco, que apresenta o clima semiárido, caracterizado por temperaturas médias elevadas, baixa umidade relativa e escassez de chuva. É nessa região que a videira vem sendo cultivada com sucesso.

2.3 Importância econômica da vitivinicultura no Vale do Submédio do São Francisco

O Vale do Submédio São Francisco, localizado na região semiárida, apresenta condições climáticas que diferem totalmente daquelas onde tradicionalmente se cultiva a videira. Contudo, características ambientais peculiares junto à tecnologia de produção, como por exemplo, a irrigação controlada, permitem o escalonamento da produção, a possibilidade de escolha da época de colheita e que se obtenha duas safras e meia de uva por ano, diferindo das outras regiões que conseguem apenas uma safra anualmente (CARNEIRO; COELHO, 2007; PEREIRA et al., 2009; DIAS; VITAL, 2012).

No Submédio do Vale do São Francisco, os municípios de Petrolina-PE e Juazeiro-BA, juntos, formam o maior aglomerado urbano do semiárido e também o maior polo de fruticultura irrigada do Brasil (ANUÁRIO BRASILEIRO DA FRUTICULTURA, 2012; MAPA, 2012). A vitivinicultura na região teve início em 1950 e ultimamente destaca-se no cenário nacional, por ser responsável pela produção de aproximadamente 95% da uva de mesa e 15% dos vinhos finos. Na produção de

vinhos a região é a segunda maior produtora, permanecendo atrás somente do Rio Grande do Sul (ZANINI; ROCHA, 2010). Grande parte da produção regional é exportada e devido à produção de frutos de alta qualidade, o Brasil chega a competir com boas condições no mercado internacional (BUAINAIN; BATALHA, 2007; PEREIRA et al., 2009).

Com a expansão da viticultura nesta região, vários problemas de ordem fitossanitária vêm surgindo, como o ataque de pragas e ocorrência de doenças nos parreirais, que praticamente inviabilizam o cultivo em determinadas áreas. Dentre as pragas que atacam a videira no Submédio do Vale São Francisco, destacam-se: ácaro-branco *Polyphagotarsonemus latus* (Banks, 1904) (Acari: Tarsonemidae), ácaro-rajado *Tetranychus urticae*, (Koch, 1836) (Acari: Tetranychidae), broca-dos-ramos *Paramadarus complexus* (Casey, 1922) (Coleoptera: Curculionidae), mosca-branca *Bemisia agentifolii* (Bellows e Perring, 1994) (Hemiptera: Aleyrodidae), lagarta-das-folhas *Eumorpha vitis* (L., 1758) (Lepidoptera: Sphingidae) e *Spodoptera* sp., (Lepidoptera: Noctuidae), mosca-das-frutas *Ceratitidis capitata* (Wied., 1824) (Diptera: Tephritidae), tripes *Frankliniella* sp., (Thysanoptera: Thripidae), traça-dos-cachos *Cryptoblabes gnidiella* (Millière, 1864) (Lepidoptera: Pyralidae), e um complexo de cochonilhas (OLIVEIRA et al., 2008; LIMA, 2009; OLIVEIRA et al., 2013). Dentre as cochonilhas, a espécie *Planococcus citri* (Pseudococcidae) merece atenção, pois em altas infestações pode provocar enormes prejuízos aos produtores de uva da região.

2.4 Morfologia e ciclo de vida de *Planococcus citri* (Hemiptera: Pseudococcidae)

A cochonilha *Planococcus citri* (Risso, 1813) é vulgarmente conhecida como cochonilha-dos-citros (*citris mealybug*), cochonilha-branca e cochonilha-farinhenta (SANTA-CECÍLIA et al., 2007). Inicialmente essa espécie foi descrita como *Dorthisia citri* Risso, 1813, ao ser coletada em plantas de citros, na França (COX, 1989). São insetos pequenos e de corpo mole, que se alimentam da seiva do floema, formam colônias e podem ser encontrados em diferentes partes da planta hospedeira (GRAVENA, 2003; CULIK et al., 2006; DAANE et al., 2008). As fêmeas possuem aparelho bucal do tipo sugador labial tetraqueta, utilizado para a sucção contínua da seiva, já os machos apresentam o aparelho bucal não funcional (WILLIAMS, 1991;

CHANDLER WATSON, 1999). Essa espécie apresenta um ciclo de vida, dividido em três estágios que corresponde a ovo, ninfa e adulto (ENTWISTLE, 1972). O estágio de ninfa difere entre os sexos, os machos passam por quatro instares, enquanto as fêmeas completam a fase ninfal em três instares. A ninfa de primeiro instar possui o corpo recoberto com pouca cera e apresenta uma maior atividade locomotora e por isso é denominada de *crawler*. A ninfa de segundo instar é maior que a do primeiro, possui o corpo recoberto por uma abundante cerosidade, apresenta dois pares de filamentos caudais e tem menor atividade locomotora. No terceiro instar, a ninfa possui 18 pares de filamentos cerosos ao redor do corpo, assemelhando-se a fêmea adulta. Esses dois últimos estádios são considerados instares de alimentação (SANTA-CECÍLIA et al., 2007; COSTA et al., 2009).

A fêmea adulta possui o corpo recoberto por uma secreção pulverulenta de cera branca e uma lista mediana no dorso, coloração geral castanho-amarelada e formato oval, que é particularidade da espécie (SANTA-CECÍLIA et al., 2007). As fêmeas adultas chegam a medir cerca de 1,6-3,2 mm de comprimento e 1,0-2,0 mm de largura, as pernas são alongadas, apresentando poros translúcidos sobre as coxas e as tíbias posteriores, bem como ostíolos com margens geralmente escleróticas (COX, 1989). As fêmeas depositam os ovos em grupos envoltos por uma secreção cerosa branca e filamentosa denominada, ovissaco (WILLIAMS, 1985; SANTA-CECÍLIA; SOUZA, 2005). Os filamentos de cera que cobrem os ovos servem para protegê-los contra a dessecação (GERSON, 1980). Uma fêmea de *P. citri* em citros pode depositar aproximadamente de 200 a 400 ovos no ovissaco e depois de dois a dez dias eclodem as ninfas (GRAVENA, 2003).

Os parâmetros biológicos da cochonilha-dos-citros (sobrevivência, longevidade, reprodução e fecundidade) são fortemente influenciados pelas condições ambientais, principalmente pela temperatura e substrato (CORREA et al., 2008; GOLDASTEH et al., 2009; AHMED; ABD, 2010). A fase de ninfa dos machos dura em média 28 dias e das fêmeas cerca de 24 dias. Após a emergência, os machos não se alimentam e por isso sobrevivem apenas dois a quatro dias. As fêmeas, as quais se alimentam, vivem mais de 87 dias e iniciam a oviposição em torno de 15 a 26 dias após a emergência (COFFEE BOARD RESEARCH DEPARTMENT, 1984). A duração do ciclo de vida varia de 20 a 44 dias, podendo ocorrer duas a oito gerações ao ano,

dependendo das condições climáticas (GRAVENA, 2003; MARTINEZ-FERRER et al., 2003).

2.5 Importância econômica de *Planococcus citri* (Hemiptera: Pseudococcidae)

A espécie *P. citri* tem sido relatada como praga em diversas plantas cultivadas de importância econômica como: algodoeiro, bananeira, cana-de-açúcar (ASTRIDGE et al., 2005; PARRELA, 2007), citros (GRAVENA, 2003; CCB, 2011), cafeeiro (SOUZA et al., 2008; SILVA, 2011) e videira (MORANDI FILHO et al., 2008; COCCO et al., 2013).

Em cultivos de videira, a ocorrência de altas populações de *P. citri* vem acarretando grandes perdas econômicas na última década (BOTTON et al., 2007; DAANE et al., 2008). No Submédio do São Francisco, por exemplo, está cochonilha foi constatada causando danos em variedades de uvas finas de mesa, principalmente as do grupo Itália, que no total, representam 90% da produção da região (BOTTON et al., 2003; MORANDI FILHO et al., 2007; EMBRAPA UVA E VINHO, 2014). Assim, a frequência de elevados níveis populacionais de *P. citri* aumentou a sua importância como praga desta cultura (SANTA-CECILIA; SOUZA, 2005; SOUZA et al., 2008). Este inseto alimenta-se nas raízes, no caule, nas folhas e frutos da videira (SANTA-CECILIA et al., 2002). A sua presença nas bagas acarreta seu descarte, e as uvas destinadas à exportação, podem ser impostas quarentenárias (GONZÁLEZ e VOLOSKY, 2004; OLIVEIRA et al., 2013).

Em altas populações esta cochonilha pode provocar danos diretos pela sucção da seiva e injeção de toxinas. Ainda, a substância açucarada, *honeydew*, excretada pela cochonilha pode favorecer o desenvolvimento de fungos causadores da fumagina, que nas folhas pode reduzir a fotossíntese e dificultar a respiração. Quando presente no fruto, esse problema pode inviabilizar a comercialização (FLAHERTY et al., 1992; GRAVENA, 2003). O *honeydew* excretado favorece associações das cochonilhas com formigas doceiras, que aproveitam esse substrato e colaboram na dispersão das cochonilhas. Essas formigas também interferem negativamente na ação e no sucesso dos inimigos naturais (DAANE et al., 2007; MGOCHKEKI; ADDISON, 2009). Além disso, podem ocasionar danos indiretos por serem vetores de vírus, como:

complexo de vírus do enrolamento-da-folha da videira (GLRaV-3), das caneluras-do-tronco da videira (GVA) e do intumescimento-dos-ramos (GVB). (FAJARDO et al., 2003; CID et al., 2007; BERTIN et al., 2010).

Para o controle dessa cochonilha na videira são utilizados principalmente inseticidas sintéticos, entretanto, devido ao fato das cochonilhas possuírem corpo recoberto com cera, proporcionam uma proteção contra a aplicação de inseticidas, para um manejo mais adequado, outras táticas de controle devem ser aplicadas de maneira integrada (HOGENDORP et al., 2006; MORANDI FILHO et al., 2009). Um dos métodos de controle, que devem ser levados em consideração, é a utilização de agentes de controle biológicos, os quais apresentam como principais vantagens, o fato de não deixarem resíduos no ambiente e não serem tóxicos ao homem (OLIVEIRA; ÁVILA, 2010).

A cochonilha *P. citri* é alvo de vários inimigos naturais, sendo conhecidas cerca de 25 espécies de parasitoides e 33 de predadores incluindo insetos e ácaros. (CPC, 2015). Em relação aos insetos predadores, são registradas 18, 7 e 5 espécies para as ordens Coleoptera, Neuroptera e Diptera, respectivamente (CPC, 2015).

2.6 Dípteros predadores como agente de controle biológico

O Controle Biológico é uma ferramenta, que ao ser empregada adequadamente dentro do Manejo Integrado de Pragas, pode reduzir as populações da praga evitando danos econômicos, sem causar impacto ao homem e ambiente (ZANUNCIO et al., 2002). Este método de controle envolve a manipulação de inimigos naturais, tais como predadores, parasitoides e patógenos a fim de reduzir ou suprimir as populações de insetos-praga (MORETTI, 2007). Os inimigos naturais mais utilizados em programas de controle biológico são da ordem Hymenoptera e em menor grau da ordem Diptera (PARRA et al., 2002).

Os dípteros, contudo, possuem inúmeras espécies predadoras, de larga ocorrência e com grande potencial para serem utilizadas de maneira prática no controle de pragas. Das 188 famílias da ordem Diptera, aproximadamente 42 famílias possuem espécies predadoras tanto na fase larval quanto na fase adulta, sendo importantes no controle de numerosos grupos de insetos, sobretudo pragas agrícolas (BROOKS, 2002; SAMIN et al., 2011). As principais famílias de dípteros predadores, que atuam no

controle de pragas agrícolas são: Asilidae, Chamaemyiidae, Dolichopodidae, Syrphidae e Cecidomyiidae (PARRA et al., 2002; MADAHY et al., 2013; SILVA et al., 2013). A família Asilidae é composta por aproximadamente 7.000 espécies e mais de 530 gêneros e subgêneros difundidos em quase todas as regiões, com exceção da Antártica (GHAHARI et al., 2007). Os asilídeos são predadores polígafos e na fase adulta alimentam-se de uma grande diversidade insetos de várias ordens, exercem importante papel ecológico de controle populacional de vespas, abelhas, libélulas, gafanhotos, outras moscas (BROOKS, 2002; DIKOW, 2009) e aranhas (GRIMM, 2006). As larvas, também são predadoras de larvas de Scarabaeidae e ocorrem no solo na matéria em decomposição (CASTELO; LAZZARI, 2004).

A família Chamaemyiidae é constituída por aproximadamente 335 espécies incluídas em 28 gêneros e subgêneros. Várias espécies são predadoras, sendo as larvas frequentemente utilizadas para controle biológico de pulgões, cochonilhas, entre outros sugadores. (GAIMARI, 2012).

A família Dolichopodidae é uma das mais diversas da ordem Diptera, constituída por mais de 7.600 espécies, e 255 gêneros, distribuídos amplamente por todas as regiões zoogeógrafas (GRICHANOV, 2003-2006). As larvas predam, sobretudo, insetos das famílias Scolytidae, Elateridae e Scarabaeidae (Coleoptera). (SMITH; EMPSON, 1955). Os adultos alimentam-se de larvas de Diptera, Collembola, pulgões (Aphididae), tripes (Thripidae), ácaros (Acari) e pequenas lagartas (Lepidoptera) (BROOKS, 2002, 2005).

A família Syrphidae compreende cerca de 5.905 espécies e 293 gêneros que são distribuídos por todo o mundo. Apresentam formas variadas e muitas espécies mimetizam abelhas, sendo os sirfídios considerados um dos mais importantes polinizadores entre os dípteros (CARVALHO et al., 2012). Os sirfídeos estão presentes em diferentes habitats e apresentam hábitos alimentares bastante variados, por exemplo, espécies da subfamília Microdontinae vivem em formigueiros e as larvas alimentam-se de resíduos dos ninhos. Em outras espécies, as larvas são predadoras, principalmente de Aleyrodoidea, Aphidoidea, Cercopoidea, Cicadelloidea, Coccoidea, Fulgoroidea e Thysanoptera (DUFFIELD, 1981; THOMPSON, 1982). Larvas de Syrphidae estão entre os principais predadores de pulgões podendo ser utilizadas no controle biológico. As larvas consomem afídeos durante uma a duas semanas, período em que completa seu

ciclo (MARINONI et al., 2007; BORROR; DELONG'S, 2011). Os adultos, ao contrário das larvas, alimentam-se essencialmente de pólen e néctar, mas em alguns gêneros, podem existir espécies fitófagas, micófagas e saprófagas (SOMMAGGIO, 1999).

A família Cecidomyiidae é bastante diversa e seus representantes são encontrados em todas as regiões zoogeográficas e apresenta um total de aproximadamente 6.100 espécies e 598 gêneros (GAGNÉ, 2004, 2010). Comumente, esta família é dividida em quatro subfamílias: Catotrichinae, Lestremiinae, Porricondylinae que são poucas diversificadas e incluem essencialmente espécies fungívoras; e a subfamília Cecidomyiinae, que diferentemente das outras, possui uma grande diversidade de espécies e hábitos variados podendo ser fungívoras, mas especialmente fitófagas e predadoras (MAIA, 2005).

Os cecidomyídeos adultos são pequenos (1,0 a 5,0 mm de comprimento), frágeis e geralmente de coloração uniforme. Possuem pernas delgadas e as antenas longas apresentam de 7 a 63 antenômeros, bem como diversas estruturas sensoriais como: pelo, cerda e circunfilo. Aparelho bucal reduzido e, quando funcional, é adaptado para uma dieta líquida. As asas geralmente são delicadas e possuem poucas nervuras (MAIA, 2005; SOUSA; MAIA, 2007). A larva é ápoda, esclerotizada de coloração amarela, branca ou vermelha. O corpo é constituído pela cabeça, segmento cervical, três segmentos torácicos e nove abdominais. A forma do corpo está relacionada ao tipo de substrato onde a larva se desenvolve, sendo as larvas predadoras fusiformes com sua extremidade anterior fortemente estreitada. Estes cecidomyídeos são considerados importantes para o controle biológico, alimentando-se de pulgões, ácaros, mosca-branca, tripes e cochonilhas (SOUSA; MAIA, 2007).

2.7 Cecidomyídeos predadores de cochonilhas-farinhentas

Algumas espécies de cecidomyídeos são predadores de cochonilhas-farinhentas. Na Nova Zelândia, a espécie *Diadiplosis koebelei* (Koebele, 1893) (Diptera: Cecidomyiidae) foi relatada reduzindo cerca de 30% a infestação de *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti, 1867) (Hemiptera: Pseudococcidae) na cultura da videira (DAANE et al., 2008). Fêmeas de *D. koebelei* depositam seus ovos

junto ao ovissaco de *P. longispinus* e após a eclosão, as larvas da mosca alimentam-se de ovos e de ninfas dos primeiros instares da cochonilha (DAANE et al., 2008). Outra espécie que se alimenta de cochonilhas, é a mosca *Diadiplosis multifila* (Felt, 1907) (Diptera: Cecidomyiidae) encontrada na América do Sul, Caribe e Fiji se alimentando de ovos de *P. citri* (Risso, 1813) (Hemiptera: Pseudococcidae) e *Icerya montserratensis* (Riley e Howard, 1890) (Hemiptera: Monophlebidae) (GAGNÉ, 1994; HARRIS, 1997). No Brasil, *D. multifila* foi encontrada no estado do Espírito Santo, no município de Vitória, alimentando-se de diferentes espécies de cochonilhas (CULIK et al., 2009). Além disso, recentemente, em fazendas produtoras de uvas finas de mesa, no Submédio do Vale do São Francisco, no estado de Pernambuco, esta mosca foi registrada se alimentando de ovos de *P. citri* presentes em cachos de uva (OLIVEIRA et al., 2013).

Esse achado abre novas perspectivas para o controle desta cochonilha, podendo, *D. multifila* contribuir significativamente para a contenção desta praga nesta região. Contudo, pouco se conhece a respeito desta mosca, sendo primordial a realização de estudos a fim de investigar a sua biologia sobre a cochonilha-dos-citros em videira.

3. MATERIAL E MÉTODOS

A pesquisa foi desenvolvida no Laboratório de Entomologia do Centro de Pesquisa Agropecuária do Trópico Semiárido - EMBRAPA SEMIÁRIDO, no município de Petrolina- PE, no período de 20 de fevereiro de 2015 a 14 de fevereiro de 2016. Para tal, inicialmente foram estabelecidas as criações das duas espécies envolvidas.

3.1 Criação de *Planococcus citri* (Risso, 1813) (Hemiptera: Pseudococcidae)

A criação de *P. citri*, iniciou-se pela coleta de fêmeas, em período de reprodução, em parreirais comerciais do município de Petrolina-PE. As cochonilhas foram levadas ao laboratório e transferidas para abóboras (*Cucurbita maxima*) da variedade Jacarezinho.

Antes da infestação as abóboras foram higienizadas, utilizando uma esponja umedecida com água e detergente neutro, enxaguadas em água corrente e devidamente secas à temperatura ambiente. A infestação ocorreu pela transferência de aproximadamente 500 fêmeas para cada abóbora com auxílio de um pincel de ponta fina flexível.

As abóboras infestadas foram mantidas sobre recipientes plásticos (10,5 cm de diâmetro e 7 cm de altura) com faces laterais perfuradas, em estantes, cujas prateleiras foram forradas com papel madeira (Figura 1A) (OLIVEIRA et al., 2015). Em torno de 30 a 50 dias após a infestação, as abóboras ficaram repletas de cochonilhas em todas as fases de desenvolvimento (Figura 1B).

Para aumentar a criação de *P. citri*, abóboras sem cochonilhas foram colocadas em contato com aquelas já infestadas pelo período de cinco dias. Este contato permitiu o deslocamento de ninfas do primeiro instar de uma abóbora para outra. As abóboras infestadas foram acondicionadas à temperatura de 25 ± 1 °C, $70 \pm 10\%$ UR e fotoperíodo de 12L:12E.

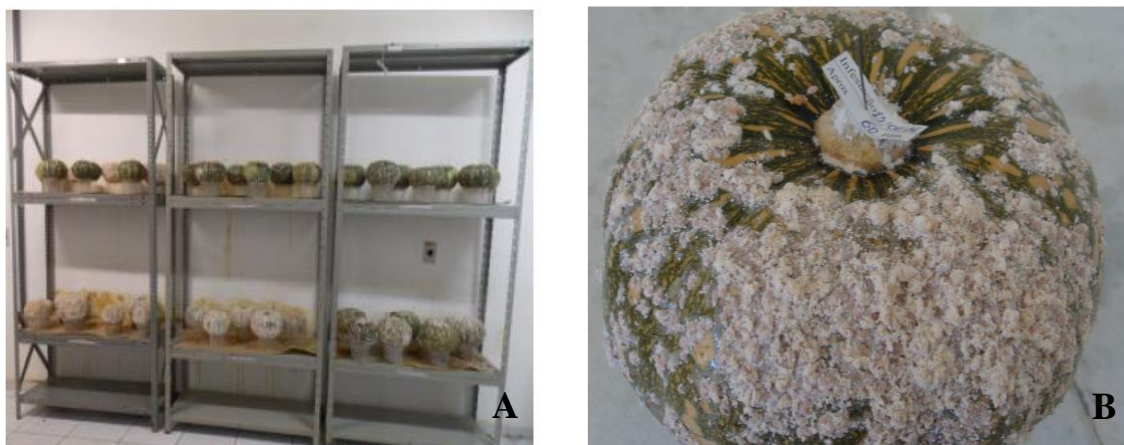


Figura 1. Abóboras (*Curcubita maxima*) infestadas por *Planococcus citri* em estantes (A). Abóbora infestada por *Planococcus citri* contendo todas as fases de desenvolvimento (B).

3.2 Criação de *Diadiplosis multifila* (Felt, 1907) (Diptera: Cecidomyiidae)

Obtenção de *D. multifila* ocorreu pela coleta de cachos de uva infestados com cochonilhas-dos-citros em parreirais localizados no município de Petrolina-PE. As estruturas infestadas foram colocadas no interior de gaiolas entomológicas, sendo observada a emergência de dípteros. Estes foram identificados como *D. multifila* e assim, uma criação foi estabelecida sobre cochonilhas da espécie *P. citri* em abóboras cv. Jacarezinho em gaiolas de madeira (53,5 x 43 x 47,5cm), com face superior de vidro, faces laterais com tela de náilon de malha fina e face frontal coberta por tecido do tipo “voile”, sob condições controladas de temperatura ($25\pm 1^{\circ}\text{C}$), UR ($70\pm 10\%$) e fotoperíodo (12L:12E) (Figura 2A). Em cada gaiola foram inseridas cerca de quatro abóboras completamente infestadas com fêmeas de *P. citri* em reprodução, condição facilmente observada pela presença de ovissaco, estrutura formada por filamentos de cera contendo ovos, na parte inferior do abdome da cochonilha.

No interior das gaiolas, aproximadamente 50 machos e 50 fêmeas de *D. multifila*, com o auxílio de um aspirador entomológico, foram liberados para se acasalar e realizar posturas (Figura 2B). A sexagem foi realizada observando o aparelho

ovipositor. Após a eclosão, as larvas de *D. multifila* alimentavam-se dos ovos de *P. citri* até a fase de pupa. Após a emergência dos adultos *D. multifila*, novas abóboras infestadas com fêmeas de *P. citri* em reprodução eram repostas garantindo o alimento da nova geração.

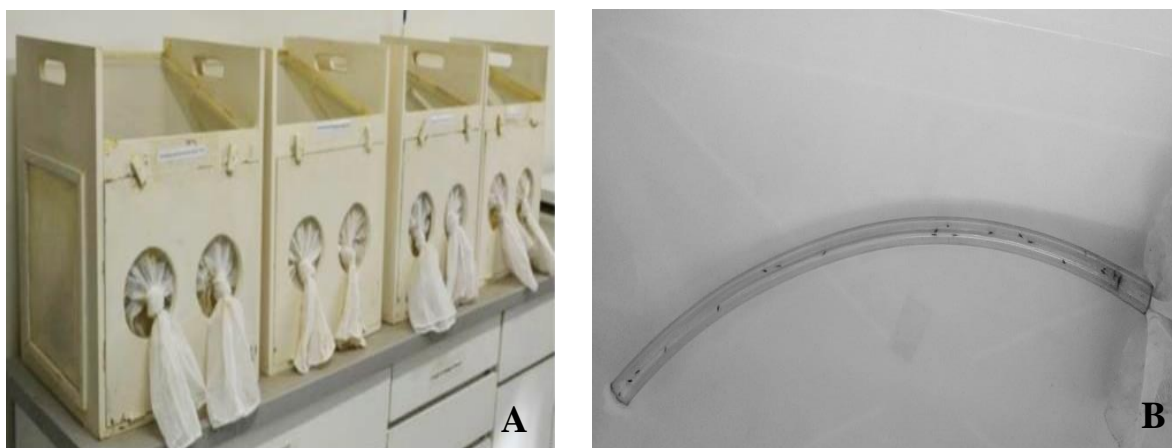


Figura 2. Gaiolas de madeira utilizadas para criação de *Diadiplosis multifila* (A). Aspirador entomológico contendo adultos de *Diadiplosis multifila* para serem liberados nas gaiolas com abóboras infestadas por *Planococcus citri* (B).

3.3 Padrão de oviposição de *Diadiplosis multifila*

Para conhecer o padrão de oviposição de *D. multifila*, foram colocadas cochonilhas com ovissacos provenientes da criação estoque em potes de plásticos (8,5 cm de diâmetro e 5,5 cm de altura) com fundo forrado com papel filtro branco (substrato). Em seguida, adultos de *D. multifila* foram capturados, com auxílio de um aspirador entomológico, e liberados nos potes, que foram imediatamente vedados com película de plástico. Este procedimento foi realizado afim de se obter o acasalamento e oviposição.

O padrão de oviposição de *D. multifila* foi avaliado em três densidades de cochonilhas com ovissaco presente nos potes. Desta maneira, dez adultos com idade desconhecida (cinco fêmeas e cinco machos) de *D. multifila* foram liberados em potes contendo 1, 5 e 10 cochonilhas com ovissaco. Cada densidade correspondeu a um

tratamento, formado por 10 repetições. Os insetos liberados em potes ficaram confinados por 24h em câmara climatizada a 25°C, 70±10% de UR e fotoperíodo de 12L:12E. Após este período, com auxílio de um microscópico estereoscópico, foi averiguado o número de ovos e local das posturas.

3.4 Biologia de *Diadiplosis multifila* em diferentes temperaturas

Os aspectos biológicos de *D. multifila* foram estudados sob temperaturas constantes de 22, 25, 28 e 31°C, UR (60±10%) e fotoperíodo (12L:12E). Inicialmente, dez cochonilhas com ovissacos foram colocadas em pote plástico (8,5 cm de diâmetro) com fundo forrado com papel filtro. Esta densidade de cochonilhas no pote foi determinada pela realização do experimento anterior, que avaliou o padrão de oviposição de *D. multifila*. Em seguida, foram transferidas da criação estoque para o pote plástico, cinco fêmeas e cinco machos de *D. multifila*, utilizando um aspirador entomológico. Tal procedimento foi realizado a fim de se obter posturas, assim, após a liberação, o pote foi vedado com película de plástico, ficando os adultos confinados por 24h.

Após a eclosão das larvas *D. multifila*, cada uma (com até 3 h de idade) foi transferida, com auxílio de um estilete de ponta fina, para uma placa de Petri (5 cm de diâmetro), que continha ovissacos repletos de ovos, os quais serviram como alimento. Logo depois, as placas eram vedadas com película de plástico acondicionadas em câmaras climatizadas. Para garantir alimento *ad libitum*, diariamente, eram oferecidos ovos de cochonilhas adquiridos da criação estoque para a cada larva de *D. multifila*. Após a emergência, uma fêmea *D. multifila*, identificada pela presença do aparelho ovipositor no final do abdômen, foi transferida e liberada novamente em pote de plástico contendo dez cochonilhas com ovissaco, gotículas de “honeydew” de *P. citri* ofertadas como alimento e cinco machos *D. multifila* provenientes da criação estoque para realização do acasalamento e posterior oviposição.

Para cada temperatura foram avaliados os aspectos biológicos de pelo menos 50 indivíduos, e cada um destes, correspondeu a uma repetição. Assim, foram avaliados o período embrionário, viabilidade de ovos, período de desenvolvimento e

sobrevivência de larva e pupa, bem como a longevidade, número médio de ovos por fêmea e razão sexual.

3.5 Análise Estatística

No experimento para determinação do padrão de oviposição de *D. multifila*, o número de ovos depositados no ovissaco e substrato foi submetido à análise de frequência para o teste de igualdade de escolha de oviposição, por meio do PROC FREQ do SAS (SAS Institute, 2001), e interpretado pelo teste de Qui-quadrado. Além disso, a fim de conhecer se existe uma correlação entre a taxa de oviposição nos ovissacos em função das diferentes densidades de cochonilhas foi realizada uma análise de regressão linear.

Os dados obtidos a partir dos parâmetros biológicos de *D. multifila* foram submetidos aos testes de Komolgorov-Sminorv e Bartlet para normalidade e homogeneidade de variância, respectivamente, pelo Proc Univariate do SAS Institute 2001). Em seguida, os resultados foram submetidos à ANOVA seguindo o delineamento experimental inteiramente casualizado com quatro tratamentos (temperaturas) e 50 repetições. Nos casos de significância pela ANOVA, as médias dos tratamentos foram submetidas ao teste de Tuckey HSD a 5% de probabilidade para a comparação das médias.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Padrão de oviposição de *Diadiplosis multifila* - Ao avaliar o padrão de oviposição de *D. multifila*, verificou-se que as fêmeas depositaram ovos sobre ou dentro de ovissacos, como também no substrato (papel filtro) (Figura 3). As fêmeas, ao serem liberadas em potes contendo 1, 5 e 10 cochonilhas, realizaram nos ovissacos, em média, 5%, 28% e 36% das posturas, respectivamente (Figura 3).

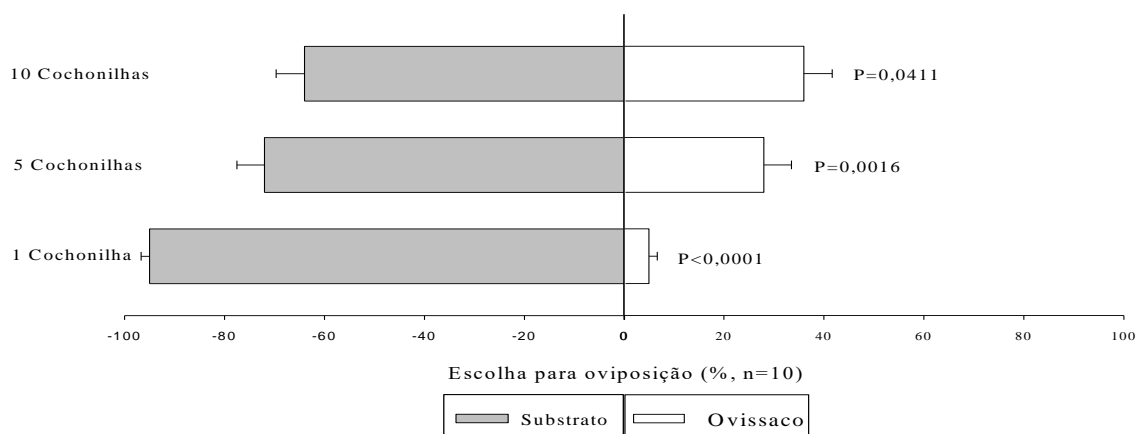


Figura 3. Frequência média (%) de ovos de *Diadiplosis multifila* depositados sob ovissacos e substrato. Avaliação após a liberação de fêmeas em potes com fundo forrado com papel filtro (substrato), contendo três densidades de cochonilhas com ovissacos (1, 5 e 10). Diferenças significativas analisadas pelo teste Qui-quadrado ao nível de 5% de probabilidade.

A taxa de oviposição de *D. multifila* nos ovissacos apresentou uma tendência de aumento linear em relação à densidade de cochonilhas com ovissacos (Figura 4). Lucas e Brodeur (1999) também verificaram o local de oviposição da mosca predadora *A. aphidimyza*, e constataram uma relação positiva entre o número de ovos depositados da mosca e a densidade de afídeos. Assim, a densidade de ovissacos e consequentemente de ovos, fonte de alimento para as larvas de *D. multifila*, é preponderante para a seleção do local de oviposição de *D. multifila*. De acordo com Papaj (2000), a disponibilidade de recursos alimentares, influencia no padrão de oviposição e produção de ovos em muitos insetos. A maior frequência de oviposição nos ovissacos observada na densidade de 10 cochonilhas serviu para determinar

quantidade de cochonilhas necessárias para obtenção de larvas de *D. multifila* e assim dar início ao estudo da biologia.

Ainda, neste experimento, foi constatado, que em todos os tratamentos, as fêmeas depositaram significativamente mais ovos no substrato do que no ovissaco (Figura 3). Contudo, esperava-se que as fêmeas ovipositassem com maior frequência sobre os ovissacos, pois as larvas se alimentam de ovos. Segundo Singer (1986), a seleção de um hospedeiro para a oviposição é um estágio crítico da vida de insetos holometábolos, cuja larva tem pouca mobilidade. Assim, a fêmea adulta seleciona as melhores fontes nutricionais para maximizar a sobrevivência da prole (PAPAJ, 2000).

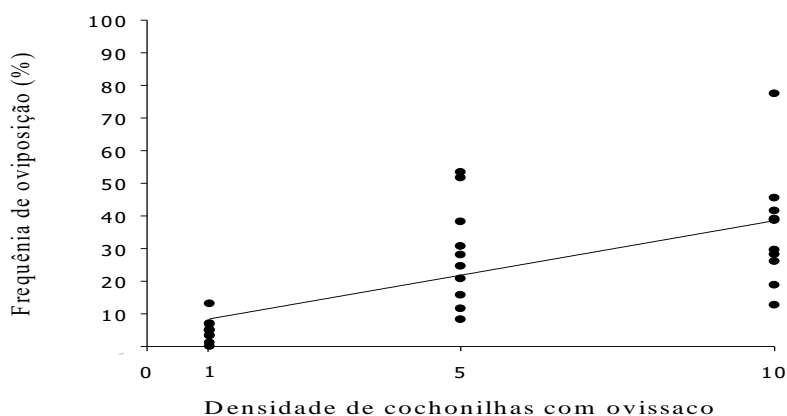


Figura 4. Taxa de oviposição de *D. multifila* nos ovissacos em função de três densidades de cochonilhas com ovissacos (1, 5 e 10). ($F=21.85$; $P<0,0001$; $r^2=0,4384$; $Y=3,34179 + 5.13129x$).

Além de observar o local de oviposição, foram acompanhadas a eclosão e a sobrevivência das larvas. Assim, constatou-se que após a eclosão, as larvas, em contato com o substrato, locomoviam-se, porém elas não encontravam o ovissaco, e em detrimento da falta de alimentação, todas morriam após um dia de vida. Ao contrário das larvas que eclodiam sobre ou dentro do ovissaco, que após a eclosão, encontravam os ovos e iniciavam a alimentação, prosseguindo seu desenvolvimento. Assim, a seleção do local de oviposição mostra-se como um fator determinante para a sobrevivência das larvas de *D. multifila*.

Biologia de *D. multifila* – Na família Cecidomyiidae, de 6.100 espécies (GAGNÉ, 2004, 2010), apenas seis foram citadas como predadoras (CPC, 2015). O presente trabalho, ao estudar a biologia de *D. multifila*, alimentando-se de ovos de *P.*

citri, contribui para o entendimento deste pequeno grupo de cecidomyídeos. A literatura apresenta informações sobre parâmetros biológicos das espécies predadoras *F. acarisuga* (GILLESPIE et al., 2000; MO; LIU 2006) e *A. aphidimyza* (HAVEKKA 1980; KIM; KIM 2004). Sendo assim, neste trabalho os dados biológicos de *D. multifila* foram comparados aos destas duas espécies de cecidomyídeos.

A temperatura influenciou significativamente a duração do período embrionário, das fases de larva, pupa, o ciclo total (período de ovo – adulto) de *D. multifila* (Tabela 1). Contudo, todos os indivíduos de *D. multifila* morreram com três dias de idade, quando submetidos à temperatura de 31°C. Kim e Kim (2004) verificaram a mortalidade de 100% das larvas de *A. aphidimyza* sob temperatura constante de 35°C. Possivelmente, larvas de algumas espécies de cecidomyídeos predadores não suportam temperaturas acima de 31°C.

Tabela 1. Duração (dias) das fases embrionária, de larva e pupa, bem como do ciclo total (ovo-adulto) de *Diadiplosis multifila* criada em *Planococcus citri* nas temperaturas de 22, 25, 28°C. Laboratório de Entomologia da Embrapa Semiárido, Petrolina, PE.

Temp. °C	Duração ¹ (média ± EP) das fases			
	Embrionária	Larva	Pupa	Ovo-adulto
22	7,0 ± 0,02 a	8,6 ± 0,11 a	12,9 ± 0,15 a	26,9 ± 0,15 a
25	5,0 ± 0,02 b	8,0 ± 0,16 b	10,4 ± 0,50 b	20,0 ± 0,24 b
28	4,0 ± 0,02 c	6,4 ± 0,09 c	8,2 ± 0,24 c	16,7 ± 0,20 c
F	5000,00	4,61	48,93	663,51
P	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001
GL	2;147	2;147	2;96	2;96

Médias (± EP) seguidas de mesma letra, na coluna não diferiram entre si pelo teste de Tukey HSD a 5% de probabilidade

A duração do período embrionário diferiu significante entre as temperaturas (Tabela 1). A menor duração ocorreu na temperatura de 28°C e a maior na de 22°C. Em média, o período embrionário foi de 5,3 dias, variando de 4 a 7 dias. Mo e Liu (2006) observaram que na temperatura de 26,7°C e UR de 75%, a fase embrionária de *F. acarisuga* durava em média de 2,6 dias. Gillespie et al., (2000) verificaram que nas temperaturas de 20, 27 e 30°C o período embrionário de *F. acarisuga* foi em média de 1,7, 1,5 e 2,2 dias, respectivamente. Havelka (1980) observou que na temperatura de 25,

20, 15°C e UR de 80-100%, o período embrionário *A. aphidimyza* durou em média 1,8, 2,6 e 5 dias, respectivamente. Assim, o período embrionário de *D. multifila* corresponde, praticamente, ao dobro de dias das espécies *F. acarisuga* e *A. aphidimyza* numa temperatura próxima a 25°C. A viabilidade dos ovos de *D. multifila* nas três temperaturas foi elevada, correspondendo a 99% (Tabela 2).

Tabela 2. Viabilidade (%) de ovo, larva* e da fase de pupa de *Diadiplosis multifila* criada em *Planococcus citri* nas temperaturas de 22, 25 e 28°C. Laboratório de Entomologia da Embrapa Semiárido, Petrolina, PE.

Viabilidade	Temperatura (°C)					
	22		25		28	
Parâmetro	%	N	%	N	%	N
<i>Ovo</i>	99	600	99	600	99	600
<i>Larva*</i>						
1dia	100	69	100	150	100	171
2dias	91,3	63	100	150	91,2	156
3dias	92,0	58	97,3	146	98,4	154
4dias	100	58	100	146	91,2	143
5dias	100	58	99,3	145	97,5	140
6dias	91,3	53	100	114	100	113
7dias	100	40	100	82	-	-
8dias	100	39	100	59	-	-
<i>Fase de larva</i>	97,5	69	96,9	150	96,3	171
<i>Fase de pupa</i>	88,0	42	76,7	112	84,9	133

* A viabilidade por idade da larva, que corresponde aos dias após a eclosão.

D. multifila apresentou três instares larvais, observados pela liberação da exúvia. Tipicamente os membros da família Cecidomyiidae possuem três instares (GAGNÉ, 1994). Contudo, a duração de cada instar não foi observada, após a eclosão, as larvas se locomovem para dentro do ovissaco, onde geralmente são encontradas

cobertas por ovos da cochonilha. Para visualizar a mudança de cada instar, era preciso retirar as larvas do interior do ovissaco. Nesta manipulação diária, ocorria grande mortalidade dos indivíduos. Assim, foi determinado apenas o período larval, procedimento, cuja manipulação foi menos frequente. Madahi et al., (2013), estudando a eficiência de predação de *A. aphidimyza*, também não conseguiram diferenciar os instares e conduziram o experimento utilizando a idade específica das larvas.

A duração da fase larval de *D. multifila* apresentou diferenças significativas entre as temperaturas (Tabela 1). Na temperatura de 28°C o período larval foi mais curto (6,4 dias), ao passo que na de 22°C foi mais longo (8,6 dias). O período larval durou em média 7,6 dias variando de 6 a 8 dias. Gillespie et al., (2000) verificaram que *F. acarisuga* consumindo ovos *Tetranychus urticae* sob, 20 e 30°C, apresentou um período larval de 12,9 e 7,9 dias, respectivamente. Mo e Liu (2006) observaram que em *F. acarisuga* alimentando-se de ovos de *Tetranychus cinnabarinus*, a fase larval durou aproximadamente sete dias na temperatura de 26°C. Havelka (1980) constatou que *A. aphidimyza*, alimentando-se de ovos dos pulgões *Megoura viciae* e *Aphis fabae* apresentou um período larval 7,1 e 5,3 dias nas temperaturas de 20 e 25°C, respectivamente. Kim e Kim (2004), estudando o desenvolvimento de *Aphidoletes aphidimyza* ao preda ovos de *Aphis gossypii* e *Myzus persicae*, verificaram que o período larval nas temperaturas de 20°C, 25°C e 30°C foram de 7,8, 4,4 e 6,0 dias, respectivamente. Assim, de maneira geral, o período larval dessas espécies de cecidomyídeos predadores varia de 5 a 12 dias, entre 20° a 30°C.

A viabilidade larval foi avaliada por idade, que corresponde aos dias após a eclosão. Assim, do primeiro dia de vida ao último dia antes de se tornar pupa, a sobrevivência das larvas foi elevada em todas as temperaturas, variando de 91% a 100% (Tabela 2). A viabilidade larval média de *D. multifila* foi de 97%. Ao final da fase de juvenil, as larvas interrompem a movimentação e alimentação. Além disso, iniciavam a secreção de uma substância de seda ao redor do seu corpo, formando um casulo, onde permaneciam até a emergência.

O período pupal de *D. multifila* também foi influenciado pelas temperaturas (Tabela 1), apresentando durações significativamente diferentes de 12,9, 10,4 e 8,2 dias para as temperaturas de 22, 25 e 28°C, respectivamente (Tabela1). Em média, o período de pupa foi de 10,5 dias, variando de 8 a 13 dias. Gillespie et al., (2000) observaram que

o período pupal de *F. acarisuga* na temperatura de 20, 27 e 30°C, foi de 7,5, 4,9 e 4,9 dias respectivamente. Mo e Liu (2006) verificaram que o período pupal de *F. acarisuga* durava em média 6,7 dias, na temperatura de 26°C. Havelka (1980) relatou que a fase pupal de *A. aphidimyza* a 20 e 25°C foi de 10,9 e 7,9 dias, respectivamente. Kim e Kim (2004) observaram que a fase de pupa de *A. aphidimyza* nas temperaturas de 20, 25 e 30°C durou em média 17,5, 8,4 e 9,7 dias, respectivamente. Assim, o período pupal de *D. multifila*, *F. acarisuga* e *A. aphidimyza*, de maneira geral, varia de 5 a 17 dias entre 20° a 30°C. A viabilidade da fase de pupa de *D. multifila* foi em média de 83%, sendo menor do que viabilidade larval (Tabela 2). A menor viabilidade pupal foi observada na temperatura de 25°C (76%) e a maior na de 22°C (88%).

A duração do ciclo total (ovo-adulto) de *D. multifila* diminuiu significativamente com o aumento da temperatura, apresentando maior duração ao se desenvolver sob 22°C (27 dias) e menor em 28°C (17 dias) (Tabela 1). Estes resultados estão de acordo com os obtidos por Gillespie et al., (2000) e Havelka et al., (1980), os quais observaram que a duração do ciclo total *F. acarisuga* e *A. aphidimyza*, respectivamente, foi inversamente proporcional ao aumento da temperatura. *F. acarisuga* completou seu desenvolvimento entre 20 e 16 dias nas temperaturas de 20 a 30°C (GILLESPIE et al., 2000), enquanto que a duração do ciclo total de *A. aphidimyza* foi de 28 a 16 dias entre 20 a 30°C, respectivamente. Assim, a duração do ciclo total de *D. multifila* assemelha-se a da espécie *A. aphidimyza* e difere da espécie *F. acarisuga*.

Quando *D. multifila* atingiu a fase adulta, machos e fêmeas viveram poucos dias (1,5 a 2,5). No presente trabalho não foi averiguado alimentação na fase adulta, porém, gotículas de *honeydew* foram ofertadas durante esta fase. O cecidomyídeo *A. aphidimyza* foi citado por Sell-Kuo (1987) se alimentando de *honeydew* na fase adulta. A longevidade de macho e fêmea de *D. multifila* variou em função da temperatura (Tabela 3). Nas temperaturas 22° e 25°C, a longevidade do macho foi semelhante e significativamente maior apresentando duração de aproximadamente 2,5 dias, ao passo que na temperatura de 28°C foi menor, com um dia a menos de duração (Tabela 3). O macho adulto de *F. acarisuga* vive em média 12 dias na temperatura de 26,7°C (MO; LIU, 2006), uma longevidade bem maior do que a observada em *D. multifila*.

Tabela 3. Longevidade (média \pm EP), fecundidade e razão sexual de *Diadiplosis multifila* criada em *Planococcus citri* nas temperaturas de 22, 25 e 28°C. Laboratório de Entomologia da Embrapa Semiárido, Petrolina, PE.

Parâmetro	Temperatura (°C)						F ^p
	22		25		28		
	Média	N	Média	N	Média	N	
Longevidade macho (dias)	2,52 \pm 0,17 a	17	2,41 \pm 0,19 a	17	1,47 \pm 0,15 b	17	11,18 ^{0,000} 1
Longevidade fêmea (dias)	2,20 \pm 0,20 a	20	2,15 \pm 0,18 ab	20	1,55 \pm 0,15 b	20	4,06 ^{0,024}
Ovos/fêmea	34,23 \pm 3,62 a	17	25,40 \pm 3,12 ab	25	19,58 \pm 2,47 b	29	5,44 ^{0,0064}
Razão sexual	0,54	37	0,50	86	0,46	113	-

¹Médias seguidas por letras diferentes, na mesma linha, diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey HSD (P < 0,05).

A longevidade da fêmea de *D. multifila* apresentou valores significativamente maiores na temperatura de 22°C e menores na de 28°C, apresentando médias de 2,2 e 1,5 dias, respectivamente (Tabela 3). Gillespie et al., (2000) verificaram que a longevidade de fêmeas de *F. acarisuga* variou de 4,6 a 5,6 dias entre as temperaturas de 20 a 25°C. Kim e Kim (2004) constataram que fêmeas de *A. aphidimyza* sobreviviam cerca de 5,0 a 6,8 dias sob a temperatura de 25°C. Desta maneira, os adultos *D. multifila* são efêmeros e apresentam menor longevidade do que as outras espécies de cecidomyídeos predadores. De maneira geral, como os adultos de *D. multifila* sobrevivem apenas dois dias, a cópula deve ocorrer pouco tempo após a emergência e tão logo as fêmeas devem realizar a oviposição.

As fêmeas de *D. multifila* produziram significativamente mais ovos ao se desenvolver sob 22 e 25°C (Tabela 3). Assim, a fecundidade de *D. multifila* variou de 34 a 19 ovos e apresentou uma redução com aumento da temperatura. Gillespie et al., (2000) verificaram que *F. acarisuga* produziram em média 42 ovos sob 20° e 25°C e que a temperatura não influenciou na fecundidade. Mo e Liu (2006) relatou que *F. acarisuga* depositou em média 32,4 ovos durante seu ciclo de vida sob 26,7°C. Estes

resultados mostram que as espécies *D. multifila* e *F. acarisuga* apresentam fecundidade semelhante podendo cada fêmea ovipositar de 20 a 45 ovos.

A razão sexual de *D. multifila* variou de 0,46 a 0,54 (Tabela 3). Os dados mostram uma tendência da redução da frequência de fêmeas de *D. multifila* com o aumento da temperatura. Em relação à razão sexual de outros ceceidomyídeos, *F. acarisuga* apresentou uma taxa de fêmeas de 60% sob 26,7°C (MO; LIU, 2006), enquanto *A. aphidimyza* uma frequência de 45% na temperatura de 22°C (LENTEREN; VAN, 2003). Desta maneira, razão sexual de *D. multifila* mostra-se um pouco menor que a de *F. acarisuga* e semelhante à de *A. aphidimyza* em condições próximas de temperatura.

De acordo com resultados do presente trabalho *D. multifila* desenvolve-se nas temperaturas entre 22°e 28°C. Este ceceidomyídeo foi encontrado em cachos de uva infestados com *P. citri* coletados em parreirais no município de Petrolina, PE (OLIVEIRA et al., 2013), localizado na região Semiárida, cuja temperatura média anual apresenta variações de 20,7 a 26,8°C (MOURA et al., 2006). Desta maneira, *D. multifila* mostra-se adaptada para se desenvolver nas condições de temperatura do semiárido nordestino. Esta região possui, como uma de suas características, duas estações climáticas: chuvosa e seca. Nesta última, que abrange os meses de agosto a outubro, a temperatura pode alcançar picos igual ou acima de 31°C (MARENCO et al., 2011). De acordo com o presente trabalho, *D. multifila* não completa seu desenvolvimento em 31°C. Desta maneira, como explicar a sobrevivência *D. multifila* na região semiárida em períodos com altas temperaturas?

No presente trabalho o desenvolvimento de *D. multifila* foi avaliado sob temperatura constante, esta condição provavelmente pode ter provocado a mortalidade dos insetos. Na natureza, a condição climática é bem diferente, pois ao longo do dia ocorrem variações de temperatura. Assim, *D. multifila* pode apresentar adaptações comportamentais que permitam a sobrevivência em grandes amplitudes térmicas. Por exemplo, adultos de *D. multifila* podem buscar na planta da videira abrigos e/ou locais de oviposição de microclima com temperatura amena, como por exemplo, ramos e cachos de uva sombreados. Muitas espécies de insetos, como borboletas, gafanhotos, libélulas, entre outros, procuram partes da planta com menor incidência luminosa, a fim de reduzir as trocas de calor com o ambiente (MAY, 1979).

Além da mosca predadora *D. multifila*, outros inimigos naturais foram registrados reduzindo populações de *P. citri* em parreiras no Submédio do Vale do São Francisco, dentre eles: o parasitoide nativo da Ásia, *Coccidoxenoides perminutus* Girault, 1915 (Hymenoptera: Encyrtidae) (OLIVEIRA et al., 2015) que é comercializado por empresas na Europa e na Ásia para o controle de cochonilhas-farinhenta (CEBALLO; WALTER, 2004); e a joaninha australiana *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant, 1850 (Coleoptera: Coccinellidae) (OLIVEIRA, J. E. M. informação pessoal), mundialmente utilizada no controle biológico clássico de várias espécies de cochonilhas, inclusive de *P. citri*. (SANCHES; CARVALHO, 2010).

A mosca *D. multifila* foi coletada em campo e sua criação foi estabelecida sobre a cochonilha-do-citros no laboratório da Embrapa Semiárido, juntamente com os inimigos naturais *C. Montrouzieri* e *C. perminutus*. Agentes de controle biológicos adaptados às condições edafoclimáticas da região semiárida, são ferramentas promissoras para contenção da cochonilha de *P. citri* em videira ou em quaisquer culturas do Submédio do Vale do São Francisco.

D. multifila apresentou algumas semelhanças biológicas em relação às espécies de Cecidomyiidae, *F. acarisuga* e *A. aphidimyza*, que são criadas massalmente e comercializadas. Portanto, a espécie *D. multifila* merece atenção, sendo necessários mais estudos para avaliar seu potencial de predação visando à implementação de um programa de controle biológico aplicado.

5. CONCLUSÕES

D. multifila oviposita sobre e dentro do ovissaco de *P. citri*;

D. multifila completa seu desenvolvimento alimentando-se com ovos de *P. citri* nas temperaturas de 22, 25 e 28°C, exceto na temperatura de 31°C.

A duração do período embrionário, das fases de larva, pupa, o ciclo total de *D. multifila* é inversamente proporcional ao aumento da temperatura;

D. multifila apresenta maior fecundidade nas temperaturas de 22°C e 25°C.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AGRIBUS 2013: **Anuário da Agricultura Brasileira**. UVA. São Paulo, p. 471-480, 2013.
- AHMED, N. H.; ABD-RABOU, S. M. Host plants, geographical distribution, natural enemies and biological studies of the citrus mealybug, *Planococcus citri* (Risso, 1813) (Hemiptera: Pseudococcidae). **Egyptian Academic Journal of Biological Sciences**, v. 3, n. 1, p. 39-47, 2010.
- ANUÁRIO BRASILEIRO DA FRUTICULTURA 2012. Santa Cruz do Sul: Editora Gazeta, p. 64-66, 2012.
- ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA 2016. Santa Cruz do Sul: Editora Gazeta, p. 88, 2016.
- ASTRIDGE, D.; FAY, H.; ELDER, R. **Citrus Mealybug in rare fruit**. 2005. Disponível em <<http://www2.dpi.qld.gov.au/horticulture/5105.html>> Acesso em: 19 jul. 2015.
- BERTIN, S.; CAVALIERI, V.; GRAZIANO, C.; BOSCO, D. Survey of mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae) vectors of *Ampelovirus* and *Vitivirus* in vineyards of northwestern Italy. **Phytoparasitica**, Dordrecht. v. 38, p. 404-409, 2010.
- BORROR; DELONG'S. **Estudo dos Insetos**. 7. Editora São Paulo: Cengage Learning, 2011. 809p.
- BOTTON, M.; FAJARDO, T. V. M.; MORANDI FILHO, W. J.; GRUTZMACHER, A. D.; PRADO, E. Vetor encoberto – cochonilhas algodonosas em uva. **Cultivar Hortaliças e Frutas**, Pelotas, v. 7, n. 43, p. 28-29, 2007.
- BOTTON, M.; HICKEL, E. R.; SORIA, S. J. Pragas. In: FAJARDO, T. V. M. (Ed). **Uvas para processamento: Fitossanidade**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2003. p.82-105. (Frutas do Brasil, 35).
- BROOKS, S. E. **Characteristics and natural history of Dolichopodidae**. 2005. Disponível em <<http://www.nadsdiptera.org/Doid/Dolichar/Dolichar.htm>> Acesso em: 12 fev. 2016.
- BROOKS, S.E. Audacious predacious lifestyles. In: SKEVINGTON, J. H., DANG, P.T. Exploring the diversity of flies (Diptera). **Biodiversity**, v. 3, n. 4, p. 3-27, 2002.
- BUAINAIN, A. M.; BATALHA, M. O. **Cadeia produtiva de frutas**. Brasília, DF: IICA/MAPA/SPA, 2007. 102p.
- CAMARGO, U. A.; TONIETO, J.; HOFFMANN, A. Progressos na viticultura brasileira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, volume especial, p. 144-149, 2011.

CARNEIRO, W. M. A.; COELHO, M. C. S. G. **A vitivinicultura no nordeste brasileiro: Características e perspectivas da atividade para a região:** In: XLV CONGRESSO DA SOBER, Londrina, 21p, 2007.

CARVALHO, J. B. Claudio, et al. In: **Insetos do Brasil diversidade e taxonomia.** Diptera. São Paulo, v. único, 2012, p.701-743.

CASTELO, M. K., LAZZARI, C. R. Host-seeking in larvae of the robber fly *Mallophora ruficauda* (Díptera: Asilidae). **Journal of Insect Physiology**, v. 50, p. 331-336, 2004.

CCB, Crop Compendium BAYER. *Planococcus citri* **Risso**. 2011. Disponível em: <http://compendium.bayercropscience.com/BAYER/CropScience/CropCompendium/B CSCropComp.nsf/id/Planococcus_citri.htm?open&ccm=200010>. Acesso em: 01 de fev. 2016.

CEBALLO, F. A.; WALTER, G. H. Life history parameters and biocontrol potential of the mealybug parasitoid *Coccidoxenoides peregrines* (Timberlake) (Hymenoptera: Encyrtidae): a sexuality, fecundity and ovipositional patterns. **Biological Control**, v. 29, p. 235-244, 2004.

CHANDLER, L. R.; WATSON, G. W. Identificación de cochinillas o piojos harinosos de importancia en la región del Caribe. Wallingford: **Commonwealth Science Council e CAB International**, 32 p, 1999.

CICHON, L.; GARRIDO, S.; FERANDEZ, D. Cochinilla harinosa: cómo prepararse para su reconocimiento, monitoreo y control durante la próxima temporada. **Fruticultura e Diversificación**, Rio Negro, n. 60, p. 24-31, 2009.

CID, M.; PEREIRA, S.; CABALEIRO, C.; FAORO, F.; SEGURA, N. Presence of Grapevine leafroll-associated virus 3 in primary salivary glands of the mealybug vector *Planococcus citri* suggests a circulative transmission mechanism. **European Journal of Plant Pathology**, v.118, p.23-30, 2007.

COCCO A.; MARRAS P. M.; NUVOLI T.; MAMELI M. G.; LENTINI, A. Preliminary results on the influence of nitrogen fertilization on the development of *Planococcus citri* and *Planococcus ficus* on grapevine. IOBC/WPRS Bulletin, **Comunicazione orale**, v. 85, p. 19-24. 2013.

COFFEE BOARD RESEARCH DEPARTMENT. Mealybug. In: ANNUAL DETAILED TECHNICAL. 36., 1983, Chikmagalur. **Report 1982-1983**. Chikmagalur: Noresh Traders, p. 66-68, 1984.

CORREA, L. R. B.; SOUZA, B.; SANTA-CECÍLIA, L. V. C. Desenvolvimento da cochonilha-branca *Planococcus citri* (Risso, 1813) (Hemiptera: Pseudococcidae) em frutíferas. **Arquivo do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 78, n. 2, p. 233-240, 2008.

COSTA, J. N. M.; TEIXEIRA, C. A. D.; SALLET, L. A. P.; GAMA, F. C. **Cochonilhas ocorrentes em cafezais de Rondônia**. EMBRAPA, Porto Velho, 6p. (Circular Técnica, 110), 2009.

COX, J. M. The mealybug genus *Planococcus* (Homoptera: Pseudococcidae). **Bulletin British Museum Natural History**, London, v. 58, n. 1, p.1-78, 1989.

CPC - Crop Protection Compendium 2015. Disponível em:<<http://www.cabi.org/cpc/>> Acesso em: 20 dez. 2015.

CULIK, M. P., MAIA, V. C., e VENTURA, J. A. Novos registros de dípteros predadores de cochonilhas do mamoeiro e outras culturas no Brasil, 2009. Disponível em:<http://www.fundagres.org.br/eventos/cd_papaya2009/arquivos/2_Entomologia/mar_k_arquivo1.pdf> Acesso em: 2 dez. 2015.

CULIK, M. P.; MARTINS, D. dos S.; GULLAN, P. J. First records of two mealybug species in Brazil and new potential pests of papaya and coffee. **Journal of Insect Science**, v. 6, n. 23, 2006.

DAANE, K. M.; COOPER, M. L.; TRIAPITSYN, S. V.; WALTON, V. M.; YOKOTA, G. Y.; HAVILAND, D. R.; BENTLEY, W. J.; GODFREY, K.; WUNDERLICH, L. R. Vineyard managers and researchers seek sustainable solutions for mealybugs, a changing pest complex. **California Agriculture**, Oakland, v. 62, n. 4, p. 167-176, 2008.

DAANE, K. M.; SIME, K. R.; FALLON, J.; COOPER, M. L. Impacts of Argentine ants on mealybugs and their natural enemies in California's coastal vineyards. **Ecological Entomology**, Oxford, v. 32, p. 583-596, 2007.

DIAS, P. P.; VITAL, T. W. O desenvolvimento do enoturismo no Vale do São Francisco: Um segmento em expansão. **Revista Turismo em Análise**, São Paulo, v. 23, n. 3, p. 643-662, 2012.

DIKOW, T. Phylogeny of Asilidae inferred from morphological characters of imagines (Insecta: Diptera: Brachycera: Asiloidea). **Bulletin of the American Museum of Natural History**, n. 319, p.1-175, 2009.

DNOCS. **Perímetros públicos de irrigação**, 2013. Disponível em:<<http://goo.gl/pwFNDc>>. Acesso em: 10 mar. 2016.

DUFFIELD, R. M. Biology of *Microdon fuscipennis* (Diptera: Syrphidae) with interpretations of the reproductive strategies of *Microdon* species found North of Mexico. **Proceedings of the Entomological Society of Washington**, v. 83, n. 4, p. 716-724. 1981.

EMBRAPA UVA E VINHO. **Pragas da Videira**. Disponível em:<<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/fonteshtml/uva/uvasviniferasregiõesclima temperadol>>. Acesso em: 20 dez. 2015.

ENTWISTLE, P. F. **Pests of Cocoa**. London: Longman, 1972. p. 132-53.

FAJARDO, T. V. M.; KUHN, G. B.; NICKEL, O. **Doenças Virais**. In: FAJARDO, T. V. M. (Ed) Uva para processamento: Fitossanidade. Brasília: Embrapa Informação tecnológica, 2003.

FLAHERTY, D. L.; PHILIPS, P. A.; LEGNER, E. F. PEACOCK, W. L.; BENTLEY, W. J. **Mealybugs**. In: FLAHERTY, D. L.; CHRISTENSEN, L. P.; LANINI, W. T.; MAROIS, J. J.; PHILLIPS, P. A.; WILSON, L. T. (Ed.) Grape Pest Management. Oakland: University of California, p. 159- 165, 1992.

GAGNÉ, R. J. A catalog of the Cecidomyiidae (Diptera) in the world. **Memoirs of the Entomological Society of Washington**, v. 25, p.1-408, 2004.

GAGNÉ, R. J. Update for a Catalog of the Cecidomyiidae (Diptera) of the World. Digital version 1. 545 pp. Available from URL:<
http://www.ars.usda.gov/SP2UserFiles/Place/12754100/Gagne_2010_World_Catalog_Cecidomyiidae.pdf. > 2010. Acesso em: 19 dez. 2015.

GAGNÉ, R.J. **The Gall Midges of the Neotropical Region**. Cornell University Press, Ithica, 1994. p. 352.

GAIMARI, STEPHEN D. A new genus and species of Chamaemyiidae (Diptera: Lauxanioidea) from South America feeding on *Ceroplastes* wax scales (Hemiptera: Coccidae), and status of the genus *Ortalidina* as a chamaemyiid, **Zootaxa**, v. 3342, p. 39-50, 2012.

GERSON, U. Wax filaments on coccoid eggs. **Journal Entomology**, Israel, v. 14, p. 81-85, 1980.

GHAHARI, H., LAVIGNE, R.J.; GELLER-GRIMM, F. Bibliography of Asilidae (Insecta: Diptera) 1996-2006. **Far Eastern Entomologist**, v. 176, p. 1-39, 2007.

GILLESPIE, D. R.; OPIT, G.; ROITBERG, B. Effects of temperature and relative humidity on development, reproduction and predation in *Feltiella acarisuga* (Vallot) (Diptera: Cecidomyiidae). **Biological Control**, v. 17, p.132-138, 2000.

GOLDASTEH, S.; TALEBI, A. A.; FATHIPOUR, Y.; OSTOVAN, H.; ZAMANI, A.; SHOUSHARI, R. V. Effect of temperature on life history and population growth parameters of *Planococcus citri* (Hemiptera, Pseudococcidae) on coleus [*Solenostemon scutellariodes* (L.) COOD.]. **Archives of Biological Sciences**, Belgrade, v. 61, n. 2, p. 329-336, 2009.

GOMES, R. P. A videira. In: _____. Fruticultura brasileira. São Paulo: Nobel, 2007, p.428-441.

GONZÁLEZ, R. H. E.; VOLOSKY, C. Chanchitos blancos y Polillas de la fruta: problema cuarentenarios de la fruta de exportación. **Revista Frutícola**, v. 25, n. 2, p. 41-62, 2004.

GRAVENA, S. Cochonilha Branca: descontrolada em 2001. **Laranja**, v. 24, n. 1, p.71-82, 2003.

GRICHANOV, I. YA. 2003-2006. A check list of species of the Family Dolichopodidae (Diptera) of the World arranged by alphabetic list of generic names. Disponível em: <<http://dolicho.narod.ru/Genera3.htm>>. Acesso em: 25 de set. 2015.

GRIMM, G. Asilidae Homepage: Information on robber flies - **Biology**. 2006. Disponível em: <<http://www.geller-grimm.de/genera09.htm>>. Acesso em: 6 set. 2015.

GUERRA, C. C.; MANDELLI, F.; TONIETTO, J.; ZANUS, M. C.; CAMARGO, U. A. **Conhecendo o essencial sobre uvas e vinhos**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho. (Documentos / Embrapa Uva e Vinho) 2009. 69p.

HARRIS, K.M. Cecidomyiidae and other Diptera. In Ben-Dov, Y. & Hodgson, C. (Eds.), Soft Scale Insects - their Biology, **Natural Enemies and Control** (7B). Elsevier Science BV, p. 61–68, 1997.

HAVELKA, J. Affect of temperature on the developmental rate of preimaginal stages of *Aphidoletes aphidimyza* (Diptera, Cecidomyiidae). **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v. 27, p. 83-90, 1980.

HOGENDORP, B. K.; CLOYD, R. A.; SWIADER, J. M. Effect of nitrogen fertility on reproduction and development of citrus mealybug, *Planococcus citri* Risso (Hemiptera: Pseudococcidae), feeding on two colors of Coleus, *Solenostemon scutellarioides* L. Codd. **Environmental Entomology**, v. 35, n. 2, p. 201-211, 2006.

IBRAVIM – **Instituto Brasileiro de Vinhos**, 2010: Disponível em: <<http://www.ibravim.org.br/brasilvitivinicola.php>>. Acesso em: 28 dez. 2015.

ISHIMOTO, E.Y. **Efeito hipolipemiante e antioxidante de subprodutos da uva em hamsters**. 2008. 195p. Tese (Doutorado) - Faculdade de Saúde Pública, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2008.

JANDRICIC, S. E.; WRAIGHT, S. P.; GILLESPIE, D. R.; SANDERSON, J. P. Oviposition behavior of the biological control agent *Aphidoletes aphidimyza* (Diptera: Cecidomyiidae) in environments with multiple pest aphid species (Hemiptera: Aphididae). **Biological Control**, v. 65, p. 235-245, 2013.

KIM, T. H.; KIM, J. S. Development and adult life span of *Aphidoletes aphidimyza* (Rondani) (Diptera: Cecidomyiidae) fed on the melon aphid, *Aphis gossypii* Glover of the green peach aphid, *Myzus persicae* (Sülzer) (Homoptera: Aphididae). **Korean Journal of Applied Entomology**, v. 43, p. 297-304, 2004.

LEÃO, E. L. S.; MOUTINHO, L. M. G. O arranjo produtivo local de fruticultura irrigada do Vale do Submédio do São Francisco como objeto de política. **RACE**, Unoesc, v. 13, n. 3, p. 829-858, 2014.

LEÃO, P. C. S.; SOARES, J. M.; RODRIGUES, B. L. Principais cultivares. In: SOARES, J.M; LEÃO, P. C. S. (Ed). **A vitivinicultura no semiárido brasileiro**. Embrapa Informação tecnológica: Brasília, DF; Embrapa Semiárido: Petrolina, PE, 2009. p. 149-214.

LEITE, A. A. M.; ALVES, P. L. A modernização da agricultura no semiárido brasileiro: o caso da fruticultura irrigada do Vale do São Francisco. In: **XXX Encontro nacional de engenharia de produção**. São Carlos, SP, Brasil, out. 2010.

LENTEREN, J. C. VAN. **Quality Control and Production Control Agents: Theory and Testing Procedures**. CABI Publishing, Wallingford, UK. 2003.

LIMA, M. F. **Deteção e controle de viroses em videira**. Petrolina, PE: Embrapa Semiárido. (Circular Técnica, 90) 2009. 9p.

LUCAS, E; BRONDEUR, J. Oviposition site selection by the predatory Midge *Aphidoletes aphidimyza* (Diptera Cecidomyiidae). **Environmental, Entomology**, v. 28 n. 4, p. 622-627, 1999.

MADAH, K. H.; SAHRAGARD, A.; HOSSIENI, R. Larval age-specific searching efficiency of *Aphidoletes aphidimyza* (Dip.: Cecidomyiidae) preying on different densities of *Aphis craccivora* (Hem.:Aphididae). **Journal of Entomological Society of Iran**, v. 33, p. 33-43, 2013.

MAIA, V. C. Catálogo dos Cecidomyiidae (Diptera) do Estado do Rio de Janeiro. **Biota Neotropica**, v. 5, p. 1-15, 2005.

MAPA. **Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento, 2012**. Brasília, DF, Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/vegetal/culturas/uva>>. Acesso em: 14 ago. 2015.

MAPA. **Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento, 2013**. Brasília, DF. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/vegetal/culturas/uva>>. Acesso em: 30 nov. 2015.

MARENGO, J. A.; ALVES, L. M; BEZERRA, E. A.; LACERDA, F. F. **Variabilidade e mudanças climáticas no semiárido brasileiro**. In: MEDEIROS, S. S.; GHEYI, H. R.; GALVÃO, C. O.; PAZ, V. P. (eds) Recursos Hídricos em Regiões áridas e semiáridas. INSS, Campina grande, PB, p 385-422, 2011.

MARINONI, L.; MORALES, M. N.; SPALER, Í. Chave de identificação ilustrada para os gêneros de Syrphinae (Diptera, Syrphidae) de ocorrência no sul do Brasil. **Revista Biota Neotropica**, v. 7, n. 1, p. 145-160, 2007.

MARTINEZ-FERRER, M. T.; GARCIA-MARI, F.; RIPOLLES-MOLES, J. L. Population Dynamics of *Planococcus citri* (Risso) (Homoptera: Pseudococcidae) in citrus in Spain. **Integrated Control in Fruit Crops**, Spain, v. 26, n. 6, p.149-161, 2003.

MAY, M. L. Insect thermoregulation. **Annual Review of Entomology**, v.24, p. 313-349, 1979.

MELLO, L. M. R. **Atuação do Brasil no mercado vitivinícola mundial - panorama 2012**. Bento Gonçalves, RS. Comunicado Técnico 138 Embrapa Uva e Vinho, 2013.

MELLO, L. M. R. **Vitivinicultura Brasileira: Panorama 2014**. Bento Gonçalves, RS. Comunicado Técnico 175 Embrapa Uva e Vinho, 2015.

MGOICHEKI, N.; ADDISON, P. Interference of ants (Hymenoptera: Formicidae) with biological control of the vine mealybug *Planococcus ficus* (Signoret) (Hemiptera: Pseudococcidae). **Biological Control**, Maryland Heights, v. 49, n. 2, p. 180-185, 2009.

MO, T. L.; LIU, T. X. Biology, life table and predation of *Feltiella acarisuga* (Diptera: Cecidomyiidae) feeding on *Tetranychus cinnabarinus* eggs (Acari: Tetranychidae). **Biological Control**, v. 39, p. 418-426, 2006.

MORANDI FILHO, W. J.; BOTTON, M.; GRÜTZMACHER, A. D.; FAJARDO, T. V. M.; PRADO, E. Vetor Encoberto, cochonilhas algodonosas em videira. **Revista Cultivar Hortalças e Frutas**, Pelotas, p. 28-29, 2007.

MORANDI FILHO, W. J.; GRUTZMACHER, A. D.; BOTTOM, M.; BERTIN, A. Biologia e tabela de vida de fertilidade de *Planococcus citri* em diferentes estruturas vegetativas de cultivares de videira, **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, p. 941-947, 2008.

MORANDI FILHO, W. J.; GRUTZMACHER, A. D.; BOTTON, M.; BERTIN, A. Controle químico da cochonilha-farinhenta *Planococcus citri* (Risso, 1813) (Hemiptera: Pseudococcidae) em diferentes idades da videira. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v.76, n. 3, p. 427-435, 2009.

MORETTI, P. E. Controle biológico de pragas agrícolas. **Microbiologia Fundamentos e Aplicações**. Microbiologia Ambiental, 2007. Disponível em <http://www.fam.br/microrganismos/map_cbpa.htm> Acesso em: 01 nov. 2015.

MOURA, M. S. B.; SÁ, I. I. S.; SILVA, T. G. F. da.; GALVINCIO, J. D.; RIBEIRO, J, G. **Varição Espacial da Precipitação e Temperatura do ar no Submédio São Francisco**. IN: XIV Congresso Brasileiro de Meteorologia, Florianópolis-SC. 2006.

OLIVEIRA FILHO, F. A. **Produção, área colhida, e efetivo de uva no Nordeste**. BNB: ETENE, (Informe Rural ETENE. 5), 6p. 2011.

OLIVEIRA, H. N.; ÁVILA, C. J. Controle biológico de pragas no Centro-Oeste brasileiro. In G. Bio: **Revista de Controle Biológico**, p. 11-13, 2010.

OLIVEIRA, J. E. de M.; FERNANDES, M. H. A.; SILVA, J. G.; PAZ, H. H. R.; MENEZES, K. O.; MAIA, V. C. Ocorrência de *Diadiplosis multifila* (Diptera: Cecidomyiidae) associada à *Planococcus citri* (Hemiptera: Pseudococcidae) em videira no Semiárido Brasileiro. In: SIMPÓSIO DE CONTROLEBIOLÓGICO, 13, 2013, Bonito. Faça bonito: use controle biológico. **Anais**. Brasília, DF: Embrapa, 2013.

OLIVEIRA, J. E. DE M.; MIRANDA, J. DOS R.; MOREIRA, A. N. Insetos associados à viticultura no Vale do São Francisco: Que riscos oferecem. In: SIMPÓSIO INTERNACIONAL DE VITIVINICULTURA, 1; FEIRA NACIONAL DA AGRICULTURA IRRIGADA - FENAGRI, 2008, Petrolina. **Minicursos**. Petrolina: Prefeitura Municipal: Vale Xport: Embrapa Semiárido, 2008.

OLIVEIRA, J. E. M.; OLIVEIRA, M. D.; MENEZES, K. O.; FERNANDES, M. H. A. Criação e multiplicação de *Coccidoxenoides perminutus*, parasitoide de *Planococcus citri*. (Circular técnica, 110), Petrolina, PE, 2015.

PAPAJ, D. R. Ovarian dynamics and host use. **Annual Review of Entomology**, v. 45, p. 423-448, 2000.

PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA, B. S.; BENTO, J. M. S. **Controle biológico no Brasil: Parasitoides e Predadores**. São Paulo: Manole, 635p, 2002.

PARRELA, M. P. **The development and implementation of integrated pest management strategies in floriculture**. Davis: University of California, 1995. Disponível em: <<http://endowment.org/archives/1995/06/the-development-of-integratedpestmanagement-in-floriculture-1995-proposal/>>. Acesso em: 10 dez. 2015.

PEREIRA, E. P.; GAMEIRO, A. H. Sistema agroindustrial da uva no Brasil: arranjos, governanças e transações. In: CONGRESSO DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ECONOMIA, ADMINISTRAÇÃO E SOCIOLOGIA RURAL, 46, 2008. Rio Branco-AC. **Resumos...** Rio Branco-AC: Sociedade Brasileira de Economia, Administração e Sociologia Rural, 2008. 11 p.

PEREIRA, G. E.; GUERRA, C. C.; MANFROI, L. Vitivinicultura e Enologia. In: SOARES, J. M.; LEÃO, P. C. S. (Ed.). **A vitivinicultura no Semiárido brasileiro**. Brasília, DF: (Embrapa Informação Tecnológica) Petrolina, PE: Embrapa Semiárido, p.679-724, 2009.

PROTAS, J. F. S. Programa de desenvolvimento estratégico da vitivinicultura do Rio Grande do Sul – Visão 2025. Bento Gonçalves: **IBRAVIN**, 2008. 38p.

QUEIROZ-VOLTAN, R. B.; PIRES, E. J. P. **A videira**. In: POMMER, C. V. Uva: tecnologia de produção pós-colheita mercado. Porto Alegre: Cinco Continentes, p. 37-61, 2003.

RIPA, R.; RODRIGUEZ, F. **Plagas de cítricos, sus enemigos naturales y manejo**. [Santiago]: Instituto de Investigaciones Agropecuarias, 151p, 1999.

SAMIN, N.; SAKENIN, H.; IMANI, S. A contribution to the knowledge of robber flies (Diptera: Asilidae) from some regions of Iran. **Calodema**, v. 159, p. 1-5, 2011.

SANCHES, N. F.; CARVALHO, R. S. **Procedimentos para manejo da criação e multiplicação do predador exótico *Cryptolaemus montrouzieri***. Cruz das Almas, EMBRAPA (Circular Técnica 99), 5p. 2010.

SANTA-CECÍLIA, L. V. C.; REIS, P. R.; SOUZA, J. C. Sobre a nomenclatura das espécies de cochonilhas farinhentas do cafeeiro nos estados de Minas Gerais e Espírito Santo. **Neotropical Entomology**, v. 31, n. 2, p. 333-334, 2002.

SANTA-CECÍLIA, L. V. C.; SOUZA, B. Controle biológico de Cochonilhas-farinhentas em cultivos protegidos. **Informe agropecuário**, Belo Horizonte, v. 26, n. 225, p. 24-30, 2005.

SANTA-CECÍLIA, L. V. C.; SOUZA, B.; SOUZA, J. C.; PRADO, E.; MOINO JUNIOR, A.; FORNAZIER, M. J.; CARVALHO, G. A. **Cochonilhas-farinhentas em cafeeiros**: Bioecologia, danos e métodos de controle. Belo Horizonte: CTSM-Epamig, (Boletim técnico, 79), 40p. 2007.

SELL, P.; KUO-SELL, H. L. Factors influencing the efficiency of the aphidophagous gall midge, *Aphidoletes aphidimyza* (Rond.) (Diptera: Cecidomyiidae). **Journal of Applied Entomology**. v.103, p. 434-447, 1987.

SILVA, A. C. de.; GOMES, C. C.; SACRAMENTO, F. Z.; GARCIA, G. L.; SCHULTZ, H.; PIAN, L. B.; ALMEIDA, L. H. M. de.; AGUIAR, L. A.; TAMASHIRO, L. A. G. **Guia para o reconhecimento de inimigos naturais de pragas agrícolas**. Brasília, DF. 1ª ed. Embrapa Agrobiologia, 2013, 47p.

SILVA, L. D. DA.; PARANHOS, B. A. J.; MANZONI, C. G.; PEREIRA, S. N.; LOPES, F. S. C. **Bioecologia e Sugestões para o Manejo da Traça-dos-Cachos em Uva de Vinho no Submédio do Vale do São Francisco**. Petrolina, PE. (Circular técnica 93), Embrapa, 2010.

SILVA, N. R. **Fatores de mortalidade natural da cochonilha-farinhenta *Planococcus citri* no cafeeiro**. 2011. 92p. Dissertação (Pós-Graduação em Fitotecnia) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2011.

SINGER, M. C. **The definition and measurement of oviposition preference in plant-feeding insects**. In: MILLER, J. R. & MILLER, F. A. (Ed.). *Insect-Plant Interaction*. NY: Springer Verlag. cap. 3, p. 66-94, 1986.

SMITH, G. V., EMPSON, D. W. Note on the courtship and predaceous behaviour of *Poecilobothrus nobilitatus* L. (Diptera: Dolichopodidae). **Animal Behaviour**, v. 3, n. 1, p. 32-34, 1955.

SOMMAGGIO, D. Syrphidae: can they be used as environmental bioindicators? **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 74, n. 1-3, p. 343-356, 1999.

SOUSA, L. E.; MAIA, V. C. Estudos taxonômicos e morfológicos de nova espécie de cecidomyiidae (Diptera) indutora de galhas em *Tetrapteris phlomoides* (Malpighiaceae). **Saúde e ambiente em revista**, v. 2. n. 1, p. 77-85, 2007.

SOUZA, A. L. V.; SOUZA, B.; SANTA-CECÍLIA, L. V. C.; PRADO, E. Especificidade alimentar: em busca de um caráter taxonômico para a diferenciação de duas espécies crípticas de cochonilhas do gênero *Planococcus* (Hemiptera: Pseudococcidae). **Revista Brasileira Fruticultura**, Jaboticabal, vol. 34, n. 3, p. 744-749, 2012.

SOUZA, B.; SANTA-CECÍLIA, L. V. C.; PRADO, E.; SOUZA, J. C. de. Cochonilhas farinhentas (Hemiptera: Pseudococcidae) em cafeeiros (*coffea arabica* L.) em Minas Gerais. **Coffee Science**, Lavras, v. 3, n. 2, p. 104-107, 2008.

SOUZA, G. M. **Desenvolvimento e morfologia de inflorescências em videira ‘Niágara Rosada’ (Vitis labrusca L.)**. 2013. 93f. Tese (Doutorado - produção vegetal) Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Campos dos Goytacazes, 2013.

SOUZA, J. L. **Pré-colheita e Colheita de Uvas na Serra Gaúcha (Cooperativa Vinícola Aurora de Bento Gonçalves/RS) e Legislação de Bebidas Derivadas da Uva e do Vinho no MAPA-SC**. 2013. 52p. Monografia (Obtenção do título de Engenheiro Agrônomo) – Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2013.

THOMPSON, F.C. **Syrphidae**. In Aquatic Biota of Mexico, Central America and the West Indies. HURLBERT, S. H.; VILLALOBOS-FIGUEROA, A. Eds. San Diego State University, California, 1982. p. 464-465.

WILLIAMS, D. J. **Australian mealybugs**. London: British Museum Natural History, 1985. 431p.

WILLIAMS, D. J. **Superfamily Coccoidea**. In: NAUMANN, I. D. The insects of Australia. New York: Cornell University, p. 457-464, 1991.

ZAGATI, F.; PAGLIUCA, L. Agentes do Bem: Biológicos entram em ação! O mercado de produtos biológicos é promissor. **Revista Hortifruti Brasil**, CEPEA-ESALQ/USP, ano 13, n. 136, p. 10-18, 2014.

ZANINI, T. V.; ROCHA, J. M. O Enoturismo no Brasil: um estudo comparativo entre as regiões vinícolas do Vale dos Vinhedos (RS) e do Vale do São Francisco (BA/PE). **Revista Turismo em Análise**, v. 21, n. 1, p. 68-88, 2010.

ZANUNCIO, J. C.; GUEDES, R. N. C.; OLIVEIRA H. N.; ZANUNCIO T. V. **Uma década de estudos com percevejos predadores: conquistas e desafios**, p. 495-510. In PARRA, J. R. P.; BOTELHO, P. S. M.; CORRÊA-FERREIRA B. S.; BENDO J. M. S. (eds.), *Controle Biológico no Brasil: Parasitoides e predadores*. São Paulo, Manole, 609p, 2002.